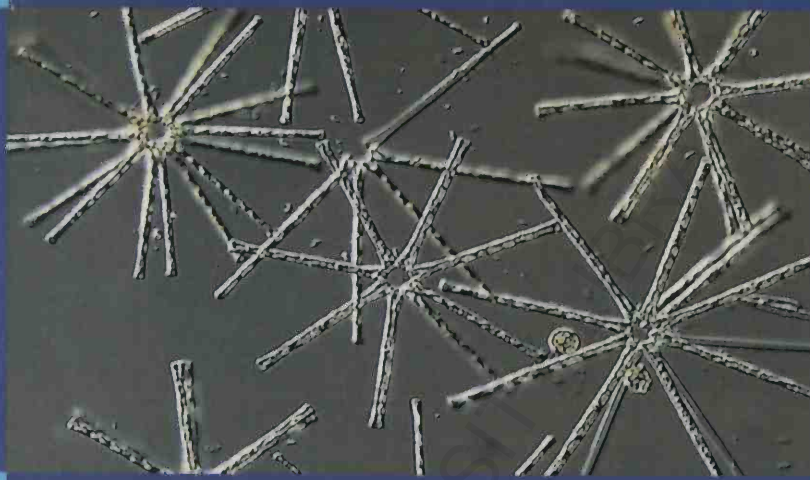


Victor Surugiu

# LIMNOBIOLOGIE ŞI SAPROBIOLOGIE

## COMPENDIU DE LUCRĂRI PRACTICE

II 400.187

editura Tehnopress

BIBLIOTECA UNIVERSITĂȚII

BIBL. CENTR. UNIV.
„M. EMINESCU" IAŞI
II 400.187

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

169

Victor Surugiu

488265

# LIMNOBIOLOGIE ŞI SAPROBIOLOGIE
## COMPENDIU DE LUCRĂRI PRACTICE

443573
B.C.U. IASI

ALE

editura
Tehnopress
IAŞI – 2008

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Referenţi ştiinţifici:**
Prof. univ. dr. **Gheorghe MUSTAŢĂ**
Prof. univ. dr. **Ionel MIRON**
Conf. dr. **Mircea-Nicuşor NICOARĂ**

**EDITURA TEHNOPRESS**
Str. Pinului nr.1A
700109 Iaşi
Tel./fax: 0232 260092
E-mail: tehnopress@yahoo.com
http://www.tehnopress.ro
**EDITURĂ ACREDITATĂ CNCSIS**

**Descrierea CIP a Bibliotecii Naţionale a României**
**SURUGIU, VICTOR**
**Limnobiologie şi saprobiologie. Compendiu de lucrări practice** / Victor Surugiu. – Iaşi : Tehnopress, 2008

Bibliogr.
ISBN 978-973-702-540-1

556.55

**ISBN 978-973-702-540-1**

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

55. MAR. 2009

# CUPRINS

Prefaţă ..... 7
Capitolul 1. Prelevarea şi conservarea probelor pentru analize fizico-chimice ..... 9
1.1. Stabilirea staţiilor, adâncimilor şi periodicităţii de prelevare a probelor ..... 10
1.2. Tehnica recoltării probelor de apă ..... 14
1.3. Conservarea şi păstrarea probelor de apă ..... 20
1.4. Înregistrarea datelor ..... 21
Capitolul 2. Determinarea proprietăţilor fizice ale apei ..... 23
2.1. Măsurarea temperaturii apei ..... 23
2.2. Determinarea culorii apei ..... 27
2.3. Măsurarea transparenţei apei ..... 29
2.4. Măsurarea intensităţii luminii din masa apei ..... 31
2.5. Măsurarea vitezei apei curgătoare ..... 32
2.5.1. Măsurarea vitezei apei cu flotori ..... 32
2.5.2. Măsurarea vitezei apei cu morişca hidrometrică ..... 34
2.5.3. Măsurarea vitezei apei cu tubul hidrometric ..... 35
2.6. Măsurarea debitului unei ape curgătoare ..... 35
2.6.1. Metoda volumetrică ..... 36
2.6.2. Metoda măsurării adâncimii secţiunii apei râului corelată cu viteza de curgere ..... 37

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 3. Determinarea proprietăților chimice ale apei ..... 39
3.1. Măsurarea *p*H-ului ..... 39
3.1.1. Metoda colorimetrică cu hârtie indicatoare ..... 41
3.1.2. Metoda colorimetrică cu soluții de indicatori ..... 42
3.1.3. Metoda potențiometrică cu electrod de sticlă ..... 44
3.2. Măsurarea potențialului redox (*r*H) ..... 47
3.3. Determinarea alcalinității ..... 50
3.4. Determinarea acidității ..... 53
3.5. Determinarea dioxidului de carbon din apă ..... 55
3.5.1. Determinarea dioxidului de carbon agresiv ..... 58
3.5.2. Determinarea dioxidului de carbon echilibrat ..... 59
3.5.3. Determinarea dioxidului de carbon semicombinat ..... 62
3.5.4. Determinarea dioxidului de carbon combinat ..... 64
3.5.5. Determinarea dioxidului de carbon total ..... 65
3.6. Dozarea clorurilor din apă ..... 66
3.6.1. Determinarea clorurilor prin metoda Mohr ..... 66
3.6.2. Determinarea clorurilor prin metoda Charpentier-Volhard ..... 69
3.7. Determinarea durității apei ..... 71
3.7.1. Determinarea durității totale prin metoda complexometrică ..... 72
3.7.2. Determinarea durității temporare ..... 75
3.7.3. Determinarea durității permanente ..... 76
3.8. Determinarea amoniacului din apă ..... 77
3.8.1. Metoda colorimetrică prin comparare cu scara de clorură de amoniu ..... 79
3.8.2. Metoda colorimetrică prin comparare cu scara de cromat-cobalt ..... 81
3.9. Determinarea nitriților ..... 83
3.10. Determinarea nitraților ..... 86
3.11. Determinarea fosfaților ..... 90
3.12. Determinarea oxigenului dizolvat în apă ..... 93
3.12.1. Determinarea iodometrică a conținutului de oxigen dizolvat („metoda Winkler") ..... 94

3.12.2. Determinarea gradului de saturație în oxigen ..... 98
3.13. Determinarea consumului biochimic de oxigen din apă ($CBO_5$) ..... 99
3.14. Determinarea substanțelor organice dizolvate în apă .... 105
3.14.1. Metoda cu permanganat de potasiu ..... 105
3.15. Determinarea consumului chimic de oxigen (CCO)..... 108
3.15.1. Metoda cu bicromat de potasiu..... 109
Capitolul 4. Analiza planctonului ..... 113
4.1. Studiul fitoplanctonului ..... 113
4.1.1. Analiza calitativă a fitoplanctonului ..... 114
4.1.2. Determinarea abundenței numerice a fitoplanctonului ..... 120
4.1.3. Determinarea biomasei fitoplanctonului..... 124
4.1.4. Determinarea spectrofotometrică a conținutului de clorofilă *a*..... 126
4.1.5. Determinarea ratei fotosintetice a fitoplanctonului prin „metoda sticlelor albe și negre” ..... 130
4.2. Studiul zooplanctonului ..... 138
4.2.1. Analiza calitativă a zooplanctonului..... 138
4.2.2. Analiza cantitativă a zooplanctonului..... 150
Capitolul 5. Analiza nectonului ..... 169
5.1. Analiza calitativă a nectonului..... 169
5.2. Estimarea indirectă a efectivelor populațiilor de pești prin metoda capturării-marcării-recapturării ..... 185
5.3. Analiza conținutului gastrointestinal la pești..... 187
Capitolul 6. Analiza bentosului ..... 191
6.1. Studiul macrofitelor acvatice (macrofitobentosului) ..... 191
6.1.1. Analiza calitativă a macrofitobentosului ..... 192
6.1.2. Analiza cantitativă a macrofitobentosului ..... 195
6.2. Analiza zoobentosului ..... 201
6.2.1. Analiza calitativă a zoobentosului ..... 201
6.2.2. Analiza cantitativă a zoobentosului ..... 210

Capitolul 7. Metode biologice de apreciere a calității apelor dulci ..... 233
7.1. Determinarea calității apei prin metoda deficitului de specii a lui Kothé ..... 239
7.2. Determinarea calității apei după metoda lui Liebmann ... 241
7.3. Determinarea gradului de curățenie relativă după metoda lui Knöpp ..... 245
7.4. Determinarea indicelui saprob după metoda lui Pantle și Buck ..... 248
7.5. Determinarea valenței saprobe după metoda lui Zelinka și Marvan ..... 250
7.6. Evaluarea calității apei conform Indicelui Biologic Global Standardizat (IBGN) ..... 253
7.7. Aprecierea stării ihtiocenozelor prin determinarea Indicelui de Integritate Biologică (IBI) ..... 259
7.8. Evaluarea eficienței epurării biologice de către nămolul activ cu ajutorul Indicelui Biotic al Nămolului (SBI) ..... 264
Bibliografie ..... 271
Anexe ..... 283

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITARY LIBRARY

# PREFAȚĂ

Prezentul compendiu vine în întâmpinarea unei cerințe mai vechi de a facilita desfășurarea lucrărilor practice aferente cursurilor de Limnobiologie și Saprobiologie. În egală măsură, compendiul poate fi utilizat atât în cadrul lucrărilor practice de Hidrobiologie, cât și în timpul practicii de vară la laboratoarele și stațiunile universitare.

Scopul acestei lucrări este de a stabili un cadru cât mai bine definit al procedeelor de lucru atât în teren, cât și în laborator. Protocoalele practice incluse în compendiu sunt cele utilizate în mod frecvent în supravegherea biologică a calității apelor continentale de suprafață și, pe cât posibil, cele standardizate pe plan național și/sau internațional. De asemenea, s-a ținut cont ca metodele de lucru prezentate să poată fi ușor de abordat și de efectuat în orice laborator cu o dotare minimă. Din acest motiv, în unele cazuri au fost prezentate mai multe metode de lucru, de la cele extrem de simple și la îndemâna oricui până la cele care necesită o aparatură mai sofisticată, dar care poate fi achiziționată relativ ușor și folosită în activitatea didactică. Cu toate că s-a evitat pe cât posibil descrierea metodelor care presupun utilizarea unor echipamente costisitoare, metodele instrumentale sau automatizate nu au fost excluse în totalitate, întrucât ponderea acestora în practica curentă este din ce în ce mai mare.

Compendiul este structurat pe 7 capitole. În primele trei capitole sunt prezentate anumite tehnici de analiză a factorilor fizici și chimici ai apei, care reprezintă elemente indispensabile pentru cunoașterea inițială a mediului acvatic. În următoarele trei capitole sunt abordate în detaliu

modalitățile concrete de colectare, conservare și prelucrare a probelor biologice, de analiză calitativă și cantitativă a fitoplanctonului, zooplanctonului, nectonului, macrofitelor acvatice și zoobentosului din apele interioare curgătoare sau stătătoare. În ultimul capitol sunt descrise principalele metode biologice de evaluare a calității apei, cerință imperativă pentru gestionarea durabilă a resurselor de apă. Fiecare metodă este precedată de o scurtă parte introductivă în care sunt definite anumite noțiuni esențiale, se arată importanța parametrului analizat și se dau valorile pe care acesta le prezintă în mod obișnuit. Protocoalele de lucru au fost structurate sub forma unor instrucțiuni precise, ce trebuiesc urmate pas cu pas și au fost verificate de către autor pe parcursul a mai bine de 10 ani de experiență în desfășurarea lucrărilor practice. Pentru o mai bună fluență, s-a evitat încărcarea textului cu prea multe citări din literatură. Referințele bibliografice relevante pot fi consultate la sfârșitul lucrării. Pentru o valorificare cât mai eficientă, compendiul se încheie cu o serie de anexe foarte utile pentru cei care se ocupă de studiul ecosistemelor acvatice continentale.

Aduc pe această cale călduroase mulțumiri acelora care m-au ajutat cu materiale și informații necesare pentru elaborarea compendiului și îndeosebi prof. dr. Gheorghe Mustață, conf. dr. Mircea Nicoară, conf. dr. Ferdinand Pricope, lector. dr. Angela Curtean-Bănăduc, asist. drd. Ionuț Stoica, dr. Ioan Cărăuș, biolog Ștefan Miron, biolog Oana Ihnatiw și biolog Grațiela Dumitriu.

Autorul speră ca observațiile și sugestiile venite din partea specialiștilor să contribuie la dezvoltarea și îmbunătățirea unei eventuale viitoare ediții.

BCU IASI

B.C.U. "M. EMINESCU" IASI

# Capitolul 1
# PRELEVAREA ŞI CONSERVAREA PROBELOR PENTRU ANALIZE FIZICO-CHIMICE

Recoltarea probelor de apă este prima şi cea mai importantă etapă în analiză proprietăţilor fizico-chimice şi biologice ale apei. Probele recoltate trebuie să fie cât mai reprezentative pentru masa de apă luată în studiu. O probă se consideră reprezentativă atunci când apa prelevată are aceeaşi compoziţie cu apa din care s-a făcut prelevarea pentru locul şi momentul dat (Mănescu *et al.*, 1994).

Totodată, în timpul prelevării probelor nu trebuie să se producă modificări ale compoziţiei şi calităţii apei ca urmare a adsorbţiei unor compuşi din apă de pereţii recipientelor, a spălării improprii a recipientelor sau a solubilizării unor substanţe din compoziţia recipientelor.

În practica curentă există mai multe tipuri de probe pentru analiza fizico-chimică (SR ISO 5667-2/1998):

*Proba instantanee* (*momentană*) reprezintă o probă punctuală recoltată în mod aleatoriu dintr-un anumit loc şi la un moment dat. Din definiţie reiese că proba instantanee este reprezentativă pentru calitatea apei numai pentru locul şi momentul recoltării. Prelevarea acestui tip de probe se recomandă pentru apele caracterizate în mod obişnuit printr-o mare variabilitate în timp a concentraţiei parametrilor analizaţi. Probele momentane recoltate la anumite intervale de timp şi analizate separat permit evidenţierea amplitudinii (valori maxime şi minime), a frecvenţei şi duratei variaţiilor compuşilor analizaţi. În mod

asemănător, pentru a caracteriza variaţia concentraţiei anumitor compuşi în spaţiu, se pot colecta probe momentane de la anumite distanţe faţă de sursa posibilă a acestor compuşi.

*Proba medie* (*compozită*) reprezintă o probă obţinută prin amestecarea a două sau mai multe probe instantanee. Prelevarea probelor compozite este indicată la determinarea unor parametri a căror valoare limită fixată corespunde cu calitatea medie a apei de analizat. În cadrul acestui tip se pot defini alte două categorii de probe: (1) *probe compozite în timp*, atunci când mai multe probe unice sunt recoltate din acelaşi punct de recoltare, dar în momente diferite şi (2) *probe integrate*, rezultate în urma amestecului mai multor probe instantanee recoltate simultan sau aproape simultan din puncte diferite.

## 1.1. STABILIREA STAŢIILOR, ADÂNCIMILOR ŞI PERIODICITĂŢII DE PRELEVARE A PROBELOR

Deoarece substanţele chimice dizolvate şi particulate din apă au o distribuţie tridimensională, pentru a obţine un tablou cât mai veridic asupra bazinului cercetat, probele de apă se vor recolta din diferite puncte reprezentative (staţii), localizate pe orizontală, în amonte sau în aval, de la diferite adâncimi şi în diferite perioade de timp. În orice caz, o singură măsurătoare şi aceea efectuată la mal nu poate fi considerată semnificativă şi reprezentativă pentru întreg bazinul. O valoare de caracterizare ceva mai mare o au prelevările de probe efectuate în apa evacuată dintr-un bazin (iaz, lac de baraj sau de acumulare), care definesc stratul de apă din care se evacuează masa de apă respectivă.

Datorită unor procese fizice, chimice şi biologice, mediul acvatic se caracterizează printr-o variabilitate mai mult sau mai puţin pronunţată a distribuţiei unor compuşi chimici în spaţiu şi timp. Compuşii dizolvaţi în apa pot fi împărţiţi în două categorii: compuşi conservativi şi compuşi non-conservativi. *Compuşii conservativi* sunt influenţaţi în foarte mică măsură de procesele biologice care au loc în

apă, iar reactivitatea lor chimică şi geochimică este redusă. Distribuţia acestor compuşi conservativi este influenţată doar de procesele fizice din apă (convecţie, difuzie, diluţie, aport exogen, evaporaţie etc.) şi, prin urmare, variaţia concentraţiei lor în spaţiu şi timp este relativ mică şi, în linii mari, proporţională cu cea a altor compuşi de acest gen. Pe de altă parte, *compuşii non-conservativi* sunt influenţaţi, în afara factorilor fizici menţionaţi mai sus, şi de către procesele biologice (absorbţie, excreţie, biodegradare etc.). Mai mult de atât, aceşti compuşi pot suferi diverse reacţii chimice la interfeţele apă-sediment sau apă-atmosferă. Transformările chimice ale compuşilor non-conservativi pot avea loc şi ca urmare a reajustării stării de echilibru în funcţie de presiunea şi temperatura mediului. Rezultă că aceşti compuşi prezintă fluctuaţii ample în spaţiu şi timp.

**A. Alegerea punctelor de recoltare a probelor**

Staţiile de recoltare a probelor se fixează în funcţie de caracteristicile morfologice şi hidrologice ale acvatoriului analizat sau în funcţie de distanţa faţă de anumiţi efluenţi de ape uzate sau surse de poluare. În vederea stabilirii corespunzătoare a punctelor de prelevare adeseori este util a se efectua în prealabil nişte sondaje sau ridicări de probe orientative. Numărul staţiilor de recoltare fixate depinde atât de mărimea bazinului acvatic luat în studiu, de scopul şi de natura programului de cercetare, cât şi de mijloacele materiale şi resursele umane disponibile.

În cazul apelor curgătoare stabilirea staţiilor de colectare a probelor se va face în cadrul unor sectoare de râu cu caracteristici morfologice şi hidrologice proprii, bine definite în ceea ce priveşte panta, viteza de curgere a apei, natura substratului, etc. De asemenea, se va ţine seama de distanţa faţă de punctele de deversare a apelor uzate sau de punctele de confluenţă cu alte cursuri de apă. Un criteriu important în stabilirea staţiilor îl constituie raportul dintre debitele receptorului şi cele ale afluentului sau efluentului. De asemenea, se va lua în consideraţie natura şi intensitatea impurificării din afluent sau efluent. În general, amplasarea staţiilor se va face în amonte de locul de

evacuare a apelor uzate şi în aval de acesta, în zona de omogenizare a apelor cursului cu cele ale efluenţilor şi/sau ale afluenţilor. În anumite situaţii, pentru o apreciere cât mai corectă a stării ecologice a unui curs de apă, este indicat a se preleva probe de apă dintr-o zonă de referinţă, neafectată de poluare sau de alte influenţe antropice.

În cazul apelor stătătoare de formă alungită, de dimensiuni medii şi mici (lacuri de baraj, iazuri şi heleşteie), se vor fixa cel puţin trei staţii de prelevare a probelor situate de-a lungul axului median al bazinului: una în aval de afluentul principal (coada lacului), una în mijlocul bazinului (centru) şi una în zona barajului (zona cea mai adâncă). În cazul bazinelor mai mari (lacuri de acumulare), în plus, se vor fixa staţii de prelevare a probelor în aval de principalii afluenţi laterali, în zona de omogenizare completă a apelor.

Dacă lăţimea bazinelor este mai mare de 500 m, staţiile de prelevare se vor localiza şi în plan transversal, de-a lungul unor profile reprezentative, mergând de la un mal la altul sau de la un mal până la zona de maximă adâncime.

În cazul apelor stătătoare de formă aproximativ circulară (bălţi, ghioluri) se vor recolta probe de-a lungul a două transecte perpendiculare între ele, mergând de la mal către mijloc. Pentru bazinele cu suprafaţă mare se vor stabili staţii şi în golfurile mai importante sau în apropierea zonei de vărsare a unor afluenţi majori.

**B. Alegerea adâncimilor de colectare a probelor**

Stabilirea orizonturilor de prelevare a probelor se va face, de asemenea, în funcţie de particularităţile morfologice şi hidrologice ale acvatoriului analizat. Astfel, în cazul bălţilor, iazurilor sau a lacurilor puţin adânci probele se pot preleva de la următoarele adâncimi standard:

- suprafaţa apei (în principiu, de la 10-15 cm sub oglinda apei)
- 1 m adâncime
- 2 m adâncime
- 3 m adâncime
- 5 m adâncime

- fundul bazinului

Pentru lacurile de acumulare adânci orizonturile de prelevare a apei pot fi repartizate pe verticală în felul următor:

- suprafaţa apei
- 2 m adâncime
- 5 m adâncime
- 10 m adâncime
- 15 m adâncime
- 20 m adâncime
- 30 m adâncime şi, în continuare, din 10 în 10 m până la fundul bazinului.

În acest din urmă caz orizonturile de prelevare recomandate pot fi doar aproximate din cauza devierii de la verticală a cablului cu care se scufundă instrumentele de colectare a probelor şi/sau a curbării acestuia ca urmare a acţiunii derivei şi curenţilor de fund. Pentru a cunoaşte exact adâncimea la care se lucrează este nevoie ca vinciul să fie echipat cu un dispozitiv de măsurare a lungimii cablului derulat şi cu un dispozitiv de măsurare a unghiului descris de cablu (clinometru). Adâncimea reală se va estima prin înmulţirea lungimii cablului desfăşurat cu cosinusul unghiului format de acesta faţă de verticală.

În funcţie de particularităţile bazinului şi de posibilităţile concrete de lucru, numărul orizonturilor de colectare poate fi restrâns sau, din contra, mărit considerabil.

**C. Momentul şi frecvenţa recoltării probelor**

Pentru urmărirea dinamicii sezoniere sau circadiene a concentraţiei unor compuşi chimici este nevoie de colectarea unor serii de probe de apă eşalonate în timp. Frecvenţa de prelevare a probelor de apă se stabileşte în funcţie de variaţiile concentraţiei compusului urmărit. În principiu, frecvenţa de prelevare a probelor trebuie să fie mai mare sau egală cu frecvenţa variaţiilor în timp a concentraţiei compusului analizat. Astfel, pentru analiza compuşilor conservativi se folosesc mai ales *prelevări instantanee* sau *probe unice* şi metode manuale de determinare, în timp ce pentru analiza compuşilor non-conservativi se

folosesc cu precădere *recoltări continui* sau *probe medii* şi metode instrumentale de lucru (Mănescu *et al.*, 1994).

În anumite situaţii (fenomene de înflorire a apei, poluări cu caracter discontinuu etc.) frecvenţa prelevărilor poate fi mărită. De asemenea, se recomandă ca recoltarea probelor să se efectueze în perioada când debitele apelor curgătoare sunt relativ stabile.

## 1.2. TEHNICA RECOLTĂRII PROBELOR DE APĂ

Recipientele destinate analizei chimice trebuie să fie rezistente la acţiunea agenţilor chimici şi nu trebuie să introducă modificări în compoziţia chimică a apei. Cele mai indicate în acest scop sunt flacoanele de sticlă incoloră de tip "pyrex" sau de polietilenă prevăzute cu dop etanş.

Vasele de recoltare trebuie să fie curate pentru a nu conţine urme de substanţe organice sau alţi compuşi care ar putea denatura compoziţia chimică a probei. Spălarea recipientelor de recoltare se face cu amestec sulfo-cromic şi detergenţi, după care acestea se clătesc de mai multe ori cu apă distilată şi în final se usucă.

Efectuarea prelevărilor de la bordul unor ambarcaţiuni presupune o planificare judicioasă a mersului lucrărilor şi o aranjare a echipamentelor, reactivelor şi altor materiale în aşa fel încât să fie economisit cât mai mult timp.

Înaintea prelevării probelor de apă vasele se clătesc de 2-3 ori cu apa de analizat, după care se umplu până la refuz cu proba de apă şi se astupă cu dop în aşa fel încât să nu rămână nici o bulă de aer.

De la suprafaţa apei probele se iau direct prin scufundarea flaconului de recoltare la cca. 10-15 cm sub luciul apei.

Pentru colectarea probelor de la adâncimi mici se poate folosi *sticla batometrică* (fig. 1.1). În mod obişnuit aceasta este o sticlă cu o capacitate de 300-1000 ml, lestată şi fixată pe o tijă marcată la intervale de 0,5 m sau legată cu o sfoară ce prezintă noduri la distanţe de 0,5 m,

al cărei dop este de asemenea prins cu o sfoară. Sticla se trimite în poziţie închisă la adâncimea dorită, unde, printr-o smucitură bruscă, se scoate dopul, pentru a permite pătrunderea apei. În general, sticla batometrică poate fi utilizată doar până la adâncimi de ordinul a 15 m, deoarece la adâncimi mai mari presiunea hidrostatică împiedică scoaterea dopului.

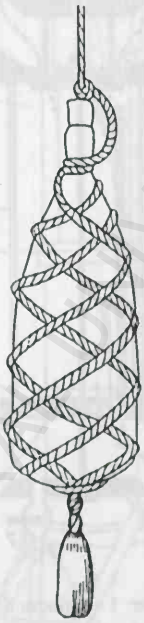


**Figura 1.1.** Sticla batometrică în poziţie închisă (după Antonescu, 1963).

Recoltarea probelor de apă de la adâncimi mai mari se efectuează cu ajutorul unor dispozitive speciale denumite *batometre*. Acestea se imersează în stare deschisă şi se închid la adâncimea dorită prin intermediul unei greutăţi metalice inelare, ce poartă numele de "*mesager*", care glisează în jos de-a lungul cablului de care este suspendat instrumentul. Există numeroase modele constructive de batometre.

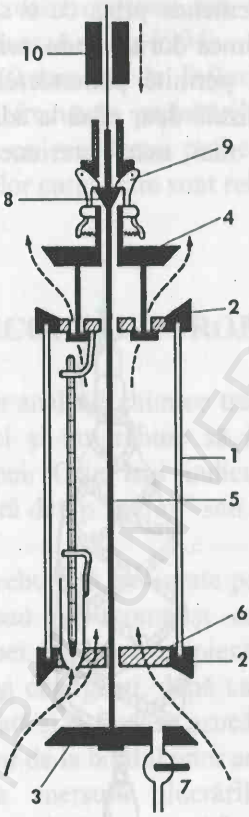



**Figura 1.2.** Butelia sau batometrul Ruttner: 1 – cilindru de inox sau plexiglas; 2 – suport metalic; 3 – capacul inferior; 4 – capacul superior; 5 – tijă de comandă; 6 – suporţi transversali; 7 – robinet; 8 – manşon de declanşare; 9 – croşete; 10 – mesager (după Lamotte & Bourlière, 1971).

Cel mai cunoscut model de batometru pentru prelevarea probelor de apă este *butelia de tip Ruttner* (fig. 1.2). Aceasta constă dintr-un cilindru din oţel inoxidabil (inox) sau din plexiglas (acrilat), prevăzut cu capace orizontale mobile la ambele capete. Utilizarea plexiglasului, în afara faptului că este mai uşor şi inert din punct de vedere chimic, permite vizualizarea conţinutului buteliei prin transparenţa pereţilor săi. Butelia se coboară în apă cu un cablu metalic cu capacele deschise,

astfel încât apa circulă liber prin ea. Atunci când este atinsă adâncimea dorită, mecanismul de declanşare, acţionat de către mesager, care glisează în jos pe cablul de susţinere, determină închiderea ermetică a cilindrului de către valve. În mod obişnuit, capacitatea batometrului Ruttner este de 1-8 litri.

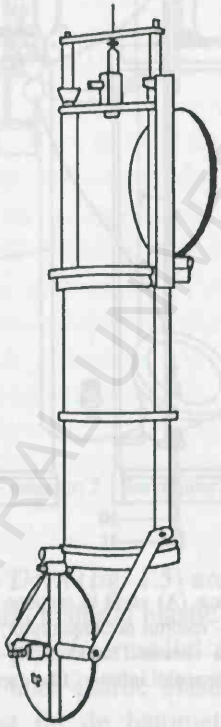


**Figura 1.3.** Batometrul Friedinger (după Lamotte & Bourlière, 1971).

*Batometrul Friedinger* (fig. 1.3) este un alt model larg utilizat, dar care în stare deschisă are capacele mobile de la capete în poziţie verticală. Acest tip de batometru prezintă marele avantaj de a nu crea turbioane în timpul coborârii acestuia.

BUASVM CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

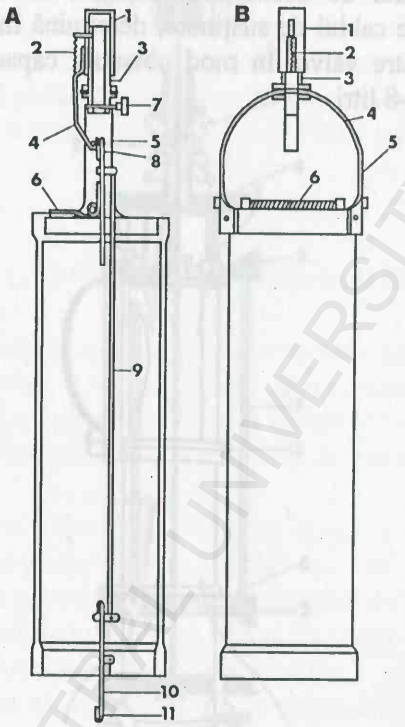



**Figura 1.4.** Batometrul Bernatowicz: (A) văzut în secţiune transversală, (B) aspect exterior; 1 – tub culisant al declanşatorului; 2 – resortul declanşatorului; 3 – tubul fix al declanşatorului; 4 – cârligul declanşatorului; 5 – ansă; 6 – resortul capacului; 7 – bulon de fixare a cablului; 8 – capac superior; 9 – tijă de manevrare a capacului inferior; 10 – capac inferior; 11 – garnitură de cauciuc (după Lamotte & Bourlière, 1971).

Un model cu capacele dispuse vertical în timpul coborârii este şi *batometrul Bernatowicz* (fig. 1.4) Cele două clapete de la capete pivotează în jurul axului deschiderii perpendicular pe axul median al aparatului. Mesagerul eliberează clapa superioară şi acesta se închide sub acţiunea unui arc antrenând totodată închiderea capacului inferior prin intermediul unei tije de comandă.

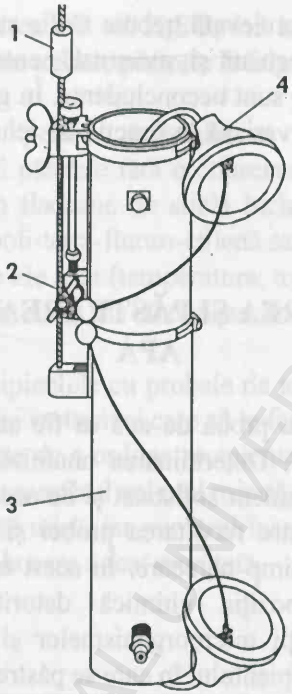



**Figura 1.5.** Batometrul Van Dorn: 1 – mesager; 2 – declanşator; 3 – corpul batometrului; 4 – valvă de cauciuc (după Burian, 2002).

*Batometrul de tip Van Dorn* (fig. 1.5) are o capacitate mare (2-10 litri) şi constă dintr-un tub din material plastic (PVC sau plexiglas) care se închide etanş la capete prin intermediul a două valve de cauciuc unite între ele cu ajutorul unei coarde elastice de cauciuc situate în interiorul cilindrului. Acest tip de batometru poate fi prevăzut în interior cu un termometru reversibil. Butelia este lansată în apă cu capacele de cauciuc menţinute întredeschise, astfel încât apa trece liber prin cilindri. La adâncimea dorită capacele sunt eliberate datorită lovirii unui mecanism de declanşare de către un mesager. Cu ajutorul batometrului Van Dorn se pot obţine probe unice de la mai multe adâncimi sau probe integrate de la o anumită adâncime şi poate fi astfel utilizat atât pentru prelevarea probelor pe verticală, cât şi pe orizontală.

BCU TRANSILVANIA UNIVERSITY LIBRARY

Cantitatea de apă prelevată trebuie să fie suficientă pentru analiza care urmează să fie efectuată şi, eventual, pentru repetarea analizei în cazul în care rezultatele sunt neconcludente. În general, volumul de apă pentru analiza chimică variază în funcţie de felul analizei între 500 ml şi 20 litri.

## 1.3. CONSERVAREA ŞI PĂSTRAREA PROBELOR DE APĂ

Este de preferat ca proba de apă să fie analizată la faţa locului, imediat după recoltare. Determinarea anumitor constituenţi chimici, însă, necesită un echipament sofisticat şi de aceea nu poate fi realizată *in situ*, caz în care între recoltarea probei şi efectuarea analizei se scurge un interval de timp oarecare. În acest interval de timp apa îşi poate schimba compoziţia chimică datorită proceselor oxido-reducătoare, a activităţii microorganismelor şi a schimbului de ioni dintre apă şi pereţii recipientului în care se păstrează proba.

Schimbările de temperatură şi de presiune, precum şi activitatea biologică a organismelor planctonice pot duce la modificarea concentraţiei unor gaze dizolvate în apă. Din acest motiv, determinările gazelor dizolvate ($O_2$, $H_2S$, $CO_2$ etc.), precum şi a unor proprietăţi care depind de concentraţia gazelor (*p*H, *r*H, $CO_3^{2-}$) trebuie să se facă la locul de recoltare. În cazul în care nu există posibilitatea determinării *in situ* a gazelor dizolvate se impune fixarea lor cu substanţe specifice pentru fiecare gaz în parte (acestea vor fi precizate în secţiunea privind procedura de prelevare şi conservare a probelor din cadrul fiecărei metode).

Activitatea microbiană poate schimba, de asemenea, concentraţia compuşilor azotului (amoniac, nitriţi şi nitraţi) şi cea a substanţelor organice. De aceea, este indicat ca determinările acestor substanţe să se facă după un timp cât mai scurt după recoltarea lor. În caz contrar, probele destinate analizei substanţelor biogene şi organice vor fi

conservate prin adăugarea a 2 ml $H_2SO_4$ 1:3 la fiecare litru de probă. Probele astfel conservate trebuie păstrate la frigider o temperatură de 6-10°C.

Probele de apă pentru determinarea constituenţilor majori (duritate, cloruri) pot fi păstrate fără o conservare prealabilă mai mulţi ani dacă sunt ţinute în flacoane de sticlă închise ermetic cu dop din material plastic inert (poli-tetra-fluoro-etilenă sau cauciuc siliconic).

Proprietăţile fizice ale apei (temperatura, transparenţa, culoarea) se măsoară la faţa locului, odată cu efectuarea analizelor hidrochimice şi hidrobiologice.

De preferat ca recipientele cu probele de apă să fie transportate la laborator într-un ambalaj izoterm şi care să le ferească de lovituri.

O practică utilă este de a ordona recipientele cu probele de apă în aşa fel încât flaconul cu numărul cel mai mic să conţină proba prelevată de la adâncimea cea mai mică, iar numărul înscris pe flacon să crească odată cu adâncimea de la care a fost recoltată.

## 1.4. ÎNREGISTRAREA DATELOR

Rezultatele măsurătorilor se înregistrează pe loc cu un creion negru sau cu un pix cu cerneală rezistentă la apă în carnetul de observaţii de teren sau într-un *buletin de analiză* special conceput în acest scop, împreună cu o serie de date de identificare a probelor:

- data şi ora recoltării probelor;
- numărul staţiei şi localizarea precisă a acesteia (denumirea localităţii celei mai apropiate, coordonatele geografice, altitudinea, expunerea sau orientarea, aspectul împrejurimilor etc.);
- numele persoanei care a efectuat prelevarea;
- condiţiile meteorologice dinaintea şi în momentul prelevării probelor (nebulozitatea, precipitaţiile, intensitatea vântului, presiunea atmosferică etc.);
- temperatura apei şi cea a aerului;

- caracteristicile hidrometrice şi hidrologice ale bazinului acvatic (suprafaţa, adâncimea, lăţimea albiei râului, configuraţia malurilor, nivelul apei, viteza curentului de apă, debitul aproximativ, înălţimea malurilor etc.);
- natura geologică a substratului şi prezenţa/absenţa vegetaţiei la mal;
- caracteristicile fizico-chimice ale apei (temperatura, *p*H, transparenţă, culoare, miros, oxigen dizolvat, duritate etc.);
- adâncimea de la care au fost recoltate probele;
- felul probelor colectate (calitative, cantitative, plancton, bentos etc.);
- evidenţierea surselor de impurificare şi a folosinţelor apei (apă potabilă, apă piscicolă, apă industrială, apă de spălare, apă pentru irigaţii etc.);
- motivul pentru care se face analiza (analiza iniţială sau controlul periodic, poluare, intoxicare, epidemii, etc.);
- tehnica de recoltare a probelor (echipamente folosite, unghiul format de cablu, volumul probei, agenţi de conservare utilizaţi etc.);
- alte observaţii („înflorirea" apei, mortalităţi în masă, obiecte plutitoare, fenomene întâmplătoare etc.).

În laborator fişa de analiză se completează cu datele obţinute în urma efectuării analizelor probelor. Un model de buletin pentru analiza fizico-chimică a apei este prezentat în Anexa 4.

BCU IASI CENTRU UNIVERSITAR LIBRARY

# Capitolul 2
# DETERMINAREA PROPRIETĂȚILOR FIZICE ALE APEI

## 2.1. MĂSURAREA TEMPERATURII APEI

### A. Generalități

Temperatura apei bazinelor interioare variază în funcție de temperatura aerului. În general, amplitudinea variațiilor de temperatură din apele continentale de suprafață este cuprinsă între 0 și 45°C.

Temperatura apei are un rol important pentru viața organismelor acvatice, exercitând o influență directă asupra metabolismului și fiziologiei lor (creștere, ciclomorfoză, reproducere etc.), dar și în mod indirect, modificând o serie de proprietăți fizice și chimice ale apei (densitate, vâscozitate, solubilitatea sărurilor și gazelor etc.).

### B. Principiul metodei

Termometrele obișnuite funcționează pe principiul contractării sau dilatării, în funcție de temperatură, a unui lichid (mercur sau alcool). Acesta este împins de-a lungul unui tub capilar care are marcat diviziuni în grade Celsius.

### C. Materiale și echipamente necesare

1. Termometre cu mercur sau cu alcool, cu domeniul de măsurare de cel puțin între –5 și +45°C, cu diviziuni de zecimi de grad.

2. Termometre digitale, cu precizia de 0,1 sau 0,2°C.
3. Recipiente de plastic de diferite dimensiuni.
4. Vas izoterm cu un volum de 5-10 litri.

**D. Modul de lucru**

Temperatura apei se măsoară la locul recoltării cu termometre speciale, adecvate acestui scop. Mai întâi se măsoară temperatura aerului, apoi cea a apei.

Temperatura aerului se măsoară la umbră cu un termometru obişnuit de laborator (cu mercur sau cu alcool), ţinut suspendat în aer de o sfoară pentru a nu influenţa rezultatul datorită căldurii degajate de corpul nostru. Citirea temperaturii se face numai după stabilizarea temperaturii (după 3-4 minute).

Pentru a obţine o imagine cât mai reprezentativă a situaţiei termice a unui bazin acvatic sunt necesare mai multe măsurători succesive, din diferite puncte (staţii) reprezentative şi de la diferite adâncimi (la suprafaţă şi la fund). În funcţie de scopul determinărilor, de specificul cercetărilor de teren efectuate şi de posibilităţile concrete de lucru, se stabileşte o anumită frecvenţă în timp a măsurătorilor (zilnică, lunară, sezonieră etc.). De regulă, măsurătorile se fac la orele 7, 13 şi 17. În lacuri, bălţi şi mlaştini temperatura se ia în zone acoperite cu vegetaţie şi în zone libere, lipsite de plante, mergând după o linie dreaptă directoare de la mal spre centrul bazinului. Pentru lacurile adânci temperatura apei se poate măsura din cinci în cinci metri adâncime. În cazul lacurilor de baraj sau a iazurilor măsurarea temperaturii în zona de evacuare a apei oferă indicii asupra regimului termic în pătura de apă din care se face evacuarea apei din bazinul respectiv.

În stratul superficial al apelor stătătoare temperatura se măsoară în mod direct, de la mal sau din barcă. Operaţiunea constă în scufundarea termometrului cu rezervorul sub luciul apei, lăsarea lui în apă timp de circa 5 minute şi citirea valorilor indicate fără a se scoate termometrul din apă. În timpul măsurării temperaturii termometrul se ţine în poziţie verticală, iar în cazul apelor stătătoare acesta se agită continuu prin apă.

În locurile unde accesul la apă este îngreunat temperatura apei se determină prin luarea probelor de apă cu ajutorul unei găleți scufundate cu o sfoară de la mal sau dintr-o ambarcațiune. Termometrul se introduce în găleată, după care se scoate din apă și imediat se face citirea temperaturii. În acest caz măsurarea și citirea temperaturii apei se fac în umbră pentru a nu fi influențate de acțiunea razelor solare. Cu toate aceste precauții metoda este susceptibilă de erori, în special în zonele unde temperatura aerului diferă considerabil de cea a apei. Pentru măsurători mai exacte se folosesc recipiente speciale izolate termic.

Măsurarea temperaturii la diferite adâncimi se poate efectua prin prelevarea unei cantități de apă de la adâncimea dorită cu ajutorul sticlei batometrice sau a batometrelor și măsurarea imediată a temperaturii apei prelevate de acestea. Pentru măsurarea temperaturii la adâncime este indicat să se folosească termometre de maximă și de minimă.

Pentru măsurarea temperaturii de la adâncimi foarte mari se folosește *termometrul reversibil* (fig. 2.1). Acesta este suspendat mobil într-un cadru metalic dreptunghiular. Legat cu o sfoară, termometrul se lasă în apă, pe verticală, până la adâncimea dorită, unde se lasă timp de 5 minute. Apoi se lansează mesagerul, care este o greutate inelară care glisează pe sfoara de care este legat termometrul, care, atingând cadrul metalic, declanșează un dispozitiv prin care termometrul se dă peste cap, ceea ce provoacă ruperea coloanei de mercur într-un punct îngustat al tubului capilar, fixând cifric valoarea temperaturii înregistrate. Termometrul se scoate din apă, se citește și se notează temperatura apei de la adâncimea respectivă fără a avea erori.

Temperatura apei curgătoare se măsoară la mal în mai multe puncte și în centrul ei. Se abordează diferite zone ale cursului de apă (zone însorite, zone umbrite etc.). Determinările termice se fac la suprafața apei și pe verticală. Pe timp de iarnă se face o copcă în podul de gheață ce acoperă apa. Temperatura se poate măsura de la suprafață către fundul bazinului după procedeele menționate anterior.

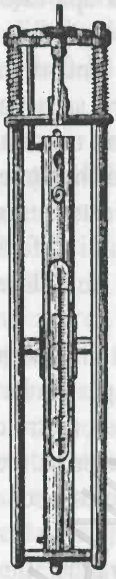


**Figura 2.1.** Termometru reversibil (după Antonescu, 1963).

Pentru înregistrarea continuă a temperaturii unei ape se pot folosi aşa-numitele *termografe* sau *termosonde*. Variaţiile de temperatură de la diferite adâncimi sunt înregistrate sub forma unei urme lăsate prin zgâriere pe o placă de sticlă afumată de un ac controlat de un transductor termosensibil. Placa este pusă în mişcare de către presiunea hidrostatică sau de către o elice care se învârte în timp ce instrumentul este ridicat sau tractat prin apă. Aceste instrumente nu au aceeaşi precizie ca şi termometrele reversibile, în schimb oferă simplu şi rapid o imagine de ansamblu asupra distribuţiei temperaturii.

În prezent se folosesc dispozitive de măsurare a temperaturii ce prezintă drept senzori transductori termoelectrici (rezistenţe de platină sau termistori) şi afişează datele măsurătorii direct pe display-uri cu cristale lichide (LCD). Aceste dispozitive de măsurare a temperaturii prezintă avantajul că determinarea se face la faţa locului, din aproape în aproape, eliminându-se astfel necesitatea de a se preleva probe de la

diferite adâncimi. De cele mai multe ori senzorii termoelectrici sunt cuplați printr-un cablu coaxial cu dispozitive de înregistrare continuă a datelor sau cu un calculator. Acest lucru permite urmărirea facilă a dinamicii în timp a temperaturii sau la diferite adâncimi.

Rezultatele măsurătorilor se consemnează *in situ* în carentul de teren, notându-se totodată toate datele de identificare a măsurătorii (numărul stației, data, ora, adâncimea de prelevare, starea vremii etc.).

## 2.2. DETERMINAREA CULORII APEI

### A. Generalități

Culoarea unei ape poate fi de două feluri: *culoare aparentă*, datorată suspensiilor solide și care poate fi înlăturată prin filtrare și *culoare reală*, datorată substanțelor dizolvate, care persistă în urma filtrării. În general, o apă pură este absolut incoloră dacă grosimea stratului examinat este mică. În schimb, efectuând observații asupra unei mase mari de apă, chiar dacă este pură, se constată că aceasta este verzuie sau albăstruie, din cauza unghiului de incidență al razelor solare, de încărcarea cu plancton sau al reflectării în apă a cerului sau a vegetației din jur. În cazul bazinelor puțin adânci culoarea poate fi dată de natura substratului. Apele naturale mai pot avea și alte tente de culoare și anume: galbenă (datorită conținutului în materii organice dizolvate), galben-roșcată (datorită conținutului de turbă), galben-brună (datorită conținutului de argilă coloidală), roșcată sau verde (datorită algelor planctonice). De asemenea, ionii de fier conferă apei o culoare galbenă, iar ionii de cupru o culoare albastră.

O colorație intensă a unei ape poate evidenția prezența în cantitate crescută a unor poluanți solubili în apă, în timp ce turbiditatea arată prezența unor substanțe insolubile.

**B. Principiul metodei**

Compararea culorii şi turbidităţii apei de analizat cu cea a soluţiilor prezente în scara colorimetrică şi acordarea punctajului.

**C. Materiale necesare**

1. Tuburi colorimetrice.

2. Scară colorimetrică Forel-Uhle. Aceasta constă din 23 tuburi cu soluţii diferit colorate în mod gradat sau un stelaj de eprubete care să conţină lichide diferit colorate (culori de bază) şi o eprubetă cu apă distilată.

**D. Modul de lucru**

Într-un tub colorimetric se introduc 100 ml apă de analizat, iar într-un alt tub, identic cu primul, se introduc 100 ml apă distilată. Se compară culoarea şi turbiditatea probei de apă faţă de apa distilată privind pe verticală pe un fond alb. Se notează culoarea observată a probei de apă şi intensitatea tulburării (limpede, opalescentă, tulbure).

Determinarea culorii apei se poate face şi prin compararea culorii apei cu scara colorimetrică Forel-Uhle. Aceasta este prevăzută cu 23 tubuşoare în care se află soluţii de diferite culori şi tonuri. Din bazinul acvatic luat în studiu se recoltează o probă de apă într-un pahar. Se caută corespondentul culorii pe scara colorimetrică prin comparare. Aprecierea se poate face şi cu aproximaţie fără a se mai utiliza scara colorimetrică.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 2.3. MĂSURAREA TRANSPARENȚEI APEI

### A. Generalități

*Transparența apei* reprezintă grosimea stratului de apă prin care se pot observa contururile unui obiect. Transparența apei depinde foarte mult de cantitatea de particulele gazoase sau solide foarte fine aflate în suspensie. Aceste suspensii pot fi de origine minerală (argilă, nămol fin) sau de natură organică (detritus fin dispersat, plancton). Totalitatea acestor materii în suspensie poartă denumirea de *seston*. Cu cât gradul de încărcare a apei cu suspensii este mai mare, cu atât transparența apei va fi mai mică. Aceasta duce la diminuarea cantității de lumină ce pătrunde în masa apei, îndeosebi în straturile mai adânci, ceea ce determină în final o productivitate primară mai mică.

### B. Materiale necesare

1. Disc Secchi (fig. 2.2), care constă dintr-un disc metalic greu, cu diametrul de 20-30 cm, cu sectoare vopsite alternativ în alb și negru și suspendat de centru cu o sfoară de 4-20 m lungime, ce prezintă marcaje din 10 în 10 cm.

2. Nefelometru sau turbidimetru portabil. Acesta este un aparat fotometric special prevăzut cu surse proprii de lumină și celule fotoelectrice cu care se determină încărcarea cu suspensii a apei pe tot profilul de adâncime a bazinului.

### C. Modul de lucru

1. Discul Secchi se scufundă ușor în apă până când contrastul dintre sectoarele de disc colorate în alb și negru nu se mai desluşeşte clar și se notează adâncimea la care se află cu ajutorul marcajelor de pe sfoară (Observația a).

2. Discul Secchi se mai coboară un pic și apoi se ridică până când contrastul dintre sectoarele albe și cele negre redevine iarăși net și se notează din nou adâncimea la care se află cu ajutorul marcajelor de pe sfoară.

3. Rezultatele celor două măsurători se notează în carnetul de teren (Observaţia b).

**D. Calcul**

Media celor două adâncimi citite pe sfoara gradată metric reprezintă transparenţa apei exprimată în metri sau în centimetri. Grosimea aproximativă a stratului de apă în care se desfăşoară producţia primară poate fi dedusă prin înmulţirea valorii transparenţei măsurate cu discul Secchi cu un factor egal cu 2,5.

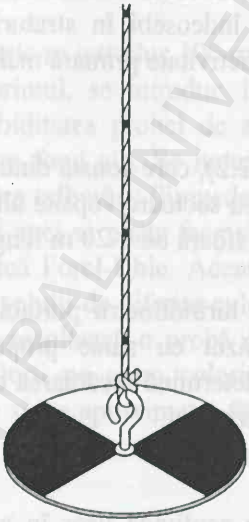


**Figura 2.2.** Disc Secchi.

**E. Observaţii**

(a) Pentru a se evita eventualele erori în stabilirea adâncimii până la care este vizibil discul Secchi datorită strălucirii suprafeţei apei măsurătoarea se face în partea umbrită a bărcii.

(b) Atunci când discul rămâne vizibil la scufundarea sa până pe fundul bazinului transparenţa se consideră ca fiind „totală", iar între paranteze se trece adâncimea locului unde s-a făcut măsurătoarea.

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 2.4. MĂSURAREA INTENSITĂȚII LUMINII DIN MASA APEI

### A. Generalități

Gradul de iluminare reprezintă un factor de mediu cu o importanță deosebită pentru realizarea fotosintezei de către fitoplancton și fitobentos. De acest factor depinde intensitatea proceselor de producție primară.

Rata descreșterii iluminării odată cu adâncimea este dată de următoarea formulă:

$$k_\lambda = \frac{2{,}30\left(\log I_{\lambda d_1} - \log I_{\lambda d_2}\right)}{d_2 - d_1} \qquad (2.1)$$

unde: $k_\lambda$ = coeficientul de extincție;

$I_{\lambda d1}$ = intensitatea luminii cu lungimea de undă $\lambda$ la adâncimea $d_1$, în lux;

$I_{\lambda d2}$ = intensitatea luminii cu lungimea de undă $\lambda$ la adâncimea $d_2$, în lux;

$d_1$ și $d_2$ = adâncimea în metri.

### B. Materiale necesare

Pentru măsurarea precisă a intensității luminoase sub luciul apei se folosesc fotometre speciale, denumite *luxmetre* sau *actinometre*. Acestea constau în principiu dintr-un senzor (transductor) sub forma unei celule fotoelectrice cu seleniu, care, sub influența luminii, generează un curent continuu, care este cu atât mai puternic cu cât lumina este mai intensă. Printr-un cablu etanș acest curent ajunge la un aparat special de măsură (galvanometru).

### C. Modul de lucru

Determinarea se începe de la suprafața apei (practic la cca. 5-10 cm deasupra), pentru a măsura intensitatea luminii incidente. În continuare, măsurătorile se fac pe adâncime, la anumite orizonturi, din

20 în 20 cm sau din 50 în 50 cm, până când intensitatea fluxului luminos se reduce la zero sau până la fundul bazinului în apele puţin adânci.

Rezultatele se notează la faţa locului în carnetul de teren, menţionându-se datele referitoare la numărul staţiei, data şi ora la care s-au făcut determinările, condiţiile meteo, nebulozitatea, prezenţa sau absenţa soarelui etc.

**D. Calcul**

Intensitatea luminii de la fiecare adâncime se exprimă ca procent din cantitatea de lumina incidentă de la suprafaţa apei, ce este considerată a fi de 100%.

Valoarea aproximativă a coeficientului de extincţie poate fi dedusă cu ajutorul următoarei formule empirice:

$$k = 1{,}7/d \qquad (2.2)$$

unde $d$ = adâncimea Secchi în metri.

## 2.5. MĂSURAREA VITEZEI APEI CURGĂTOARE

Măsurarea vitezei de curgere a apei se poate face cu ajutorul flotorilor sau plutitorilor, a dinamometrelor, tuburilor hidrometrice şi a moriştilor hidrometrice.

### 2.5.1. Măsurarea vitezei apei cu flotori

**A. Generalităţi**

Metoda de măsurare a vitezei de curgere a apei cu ajutorul flotorilor sau plutitorilor este cea mai simplă, putându-se aplica cu multă uşurinţă. Viteza de curgere a apei se măsoară la suprafaţă de la

un mal la altul, iar pe verticală prin potrivirea centrului de greutate al flotorului la adâncimea dorită.

**B. Principiul metodei**

Cronometrarea timpului parcurs de către un flotor de-a lungul unui tronson al apei curgătoare cu lungime precis măsurată.

**C. Materiale necesare**

1. Flotori. Aceştia se confecţionează din materiale cu greutate specifică mică (plută, lemn uscat, minge de tenis, sticlă plină cu aer astupată cu dop, polistiren etc.) care au însuşirea de a pluti şi a se deplasa odată cu apa râului în sensul de curgere. Pentru măsurarea vitezei de curgere a apei la o anumită adâncime, flotorii se vor lesta cu o greutate potrivită din plumb.
2. Jaloane metalice sau din lemn.
3. Sfori de lungimi potrivite.
4. Ruletă de 5-10 m lungime.
5. Cronometru sau ceas cu secundar.

**D. Modul de lucru**

1. Se alege un sector al râului în care firul de curgere al apei nu prezintă sinuozităţi şi se marchează cu ajutorul jaloanelor (câte 2 jaloane fixate pe maluri în amonte şi în aval). Între jaloanele fixate pe malul stâng şi cel drept din ambele secţiuni se întinde câte o sfoară care trece la circa 20 cm deasupra luciului apei (Observaţia a)

2. Se lansează flotorul în zona mediană a apei curgătoare (talveg) la o distanţă de aproximativ 5 m de marcajul din amonte al secţiunii pentru ca el să piardă impulsul dat de aruncare şi să aibă imprimată viteza reală a curentului în momentul sosirii lui în zona unde se efectuează determinarea (Observaţia b).

3. Când flotorul ajunge în dreptul liniei dată de sfoara din amonte se porneşte cronometrul şi se urmăreşte mergând pe malul apei până ce ajunge în dreptul liniei sforii din aval, moment în care cronometrarea se opreşte, iar timpul obţinut se notează în carnetul de teren.

4. Se repetă operaţiunile 2 şi 3 pentru apa cuprinsă între zona centrală şi malul drept şi zona centrală şi malul stâng în sensul de curgere a apei sau începând de la un mal la celălalt sau pentru diferite adâncimi.

**E. Calcul**

$$v\ (m/s) = \frac{L}{t} \qquad (2.3)$$

unde: $v$ = viteza apei, în metri pe secundă;
$L$ = distanţa parcursă de flotori, în metri;
$t$ = timpul în care flotorii au parcurs distanţa $L$ cuprinsă între cele două secţiuni, în secunde.

Dacă vitezele flotorilor sunt apropiate în cadrul fiecărei zone de lansare (diferenţa între ele nu depăşeşte 10%), se calculează media timpilor pe zone. Media timpului obţinut prin calcul se foloseşte la aflarea vitezei de curgere a râului în zonele respective. Viteza generală a râului se află prin calcularea vitezei medii dintre cele trei zone ale secţiunii.

**F. Observaţii**

(a) Distanţa pe care se fac măsurătorile trebuie să fie de 3-5 ori mai mare decât lăţimea apei.

(b) Determinările nu se fac pe ploaie şi nici pe vânt pentru a evita influenţarea vitezei flotorilor.

## 2.5.2. Măsurarea vitezei apei cu morişca hidrometrică

Curentul de apă determină învârtirea unei morişti al cărei număr de rotaţii pe o unitate de timp ($n$) este în funcţie liniară de viteza curentului ($v$):

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

$$v = a \cdot n + b \quad (2.4)$$

unde: $v$ = viteza apei, în m/s.
$n$ = numărul de turații pe secundă;
$a$ = pasul elicei determinat experimental;
$b$ = viteza frecării.

### 2.5.3. Măsurarea vitezei apei cu tubul hidrometric

**A. Modul de lucru**

Tubul hidrometric se așează cu deschiderea contra curentului de curgere a apei. Presiunea dinamică exercitată de către curentul de apă determină ridicarea apei până la un anumit nivel. Se măsoară distanța dintre nivelul apei de curgere și nivelul apei din tub.

**B. Calcul**

$$v\ (m/s) = k\sqrt{h} \quad (2.5)$$

unde: $v$ = viteza curentului apei, în m/s;
$h$ = distanța între nivelul apei de curgere și nivelul apei din tub, în cm;
$k$ = constanta de etalonare a tubului hidrometric.

## 2.6. MĂSURAREA DEBITULUI UNEI APE CURGĂTOARE

Debitul unei ape curgătoare se poate determina prin metoda volumetrică sau prin măsurarea secțiunii corelată cu viteza de curgere.

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

### 2.6.1. Metoda volumetrică

**A. Generalităţi**

Această metodă se foloseşte la măsurarea debitului izvoarelor, pâraielor şi râurilor mici.

**B. Materiale necesare**

1. Jgheab.
2. Vas cu volum cunoscut.
3. Cronometru.

**C. Modul de lucru**

1. Se construieşte un mic baraj de pământ pe care se instalează un jgheab (Observaţia a).

2. Când barajul s-a umplut şi apa se scurge prin jgheab cu debitul său normal sub acesta se aşează un vas cu volum cunoscut şi concomitent se începe cronometrarea timpului de umplere.

3. Când vasul s-a umplut complet cu apă se opreşte cronometrarea şi se notează timpul.

**D. Calcul**

$$Q\ (dm^3/s) = \frac{V}{t} \qquad (2.6)$$

unde: $Q$ = debitul apei, în litri pe secundă;
$V$ = volumului vasului umplut cu apă, în litri;
$t$ = timpul cronometrat pentru umplerea vasului cu apă, în secunde.

**E. Observaţii**

(a) Barajul trebuie să oprească toată apa şi să o dirijeze pentru curgere prin jgheab.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 2.6.2. Metoda măsurării adâncimii secțiunii apei râului corelată cu viteza de curgere

**A. Generalități**

Această metodă se folosește pentru determinarea debitului râurilor și fluviilor.

**B. Materiale necesare**

1. Flotori (vezi Metoda 2.5.1.).
2. Jaloane metalice sau din lemn.
3. Sfori de lungimi potrivite.
4. Tăbliță inscripționabile.
5. Riglă sau ruletă de 5-10 m lungime.
4. Cronometru sau ceas cu secundar.

**C. Modul de lucru**

Pentru determinarea debitului prin acest procedeu pe o secțiune dată a apei curgătoare se efectuează măsurători ale adâncimii și vitezei de curgere a apei. Măsurătorile de adâncime se fac în zone unde apa curge pe toată secțiunea sa și nu bălțește. Se procedează la întinderea unei sfori peste apă, care se leagă de două jaloane (țăruși) fixate pe un mal și celălalt al cursului apei. Pe sfoară se vor fixa tăblițe cu cifre care indică distanța față de un reper și în dreptul cărora se execută măsurătorile de adâncime. Distanța dintre tăblițe este în funcție de lățimea apei curgătoare. Astfel pentru un râu cu o lățime de 4 m tăblițele pot fi așezate la distanțe de 25 cm una de alta. Măsurătorile de adâncime a apei curgătoare se fac cu o riglă gradată și încep prin măsurarea adâncimii apei în dreptul tăbliței 1 al cărui rezultat se notează până când se ajunge la ultima tăbliță de pe malul opus.

După stabilirea adâncimii apei din dreptul fiecărei tăblițe se procedează la stabilirea adâncimii medii a apei cuprinsă între porțiunea a două măsurători verticale alăturate, adică între două tăblițe. Aceasta se realizează prin însumarea valorii adâncimilor și împărțirea la 2.

După determinarea adâncimilor medii dintre tăblițe se trece la stabilirea suprafeței în $m^2$ a secțiunii dintre două verticale alăturate. Aceasta se obține prin înmulțirea adâncimii medii verticale cu distanța dintre ele. Suprafața totală a secțiunii râului se obține prin însumarea valorilor parțiale ale acesteia.

Tot în cadrul acestei secțiuni se determină viteza apei (vezi Metoda 2.5, Măsurarea vitezei apei curgătoare).

**D. Calcul**

Debitul fictiv al apei curgătoare se află prin aplicarea formulei:

$$Q\ (m^3/s) = S \cdot v \qquad (2.7)$$

unde: $Q$ = debitul apei, în $m^3/s$;
$S$ = suprafața secțiunii cursului de apă, în $m^2$;
$v$ = viteza apei în mijlocul cursului de apă, în m/s.

Pentru aflarea debitului real este necesar a se aplica coeficientul de corecție ($K$), reprezentând raportul dintre debitul apei în cadrul căruia viteza s-a măsurat cu morișca şi debitul apei unde viteza s-a măsurat cu flotori. Pentru râurile din zona de munte relația devine:

$$Q\ (m^3/s) = \frac{2 \cdot S \cdot v}{3} \qquad (2.8)$$

unde: $Q$ = debitul apei, în $m^3/s$;
$S$ = suprafața secțiunii cursului de apă, în $m^2$;
$v$ = viteza apei în mijlocul cursului de apă, în m/s.

Pentru râurile de câmpie relația este:

$$Q\ (m^3/s) = 0{,}8 \cdot S \cdot v \qquad (2.9)$$

unde: $Q$ = debitul apei, în $m^3/s$;
$S$ = suprafața secțiunii cursului de apă, în $m^2$;
$v$ = viteza apei în mijlocul cursului de apă, în m/s.

# Capitolul 3
# DETERMINAREA PROPRIETĂȚILOR CHIMICE ALE APEI

## 3.1. MĂSURAREA *P*H-ULUI

Se ştie că apa pură, fiind un electrolit slab, disociază foarte puțin în ioni:

$$H_2O \leftrightarrow H^+ + OH^- \qquad (3.1)$$

(În realitate ionul de hidrogen nu se găseşte liber ci se hidratează cu o moleculă de apă formând ionul de hidroniu, $H_3O^+$, dar pentru simplitate se consideră ionul simplu, $H^+$.)

Prin măsurători de conductibilitate în apa pură la 25°C s-a stabilit că într-un litru de apă din 10 milioane de molecule de apă disociază doar una singură. Prin urmare, concentrația ionilor de hidrogen $[H^+]$, care la apa pură este egală cu cea a ionilor de hidroxil $[OH^-]$, va fi:

$$[H^+] = [OH^-] = 1/10.000.000 = 1/10^7 = 10^{-7} \qquad (3.2)$$

Sörensen a introdus termenul de *exponent de hidrogen*, notat cu *p*H (de la latinescul "*pondus hydrogenii*" = concentrația hidrogenului), care reprezintă logaritmul zecimal cu semn schimbat al concentrației (mai exact al activității) ionilor de hidrogen, exprimate în mol/l:

$$pH = - \lg [H^+] \qquad (3.3)$$

La o temperatură de 22°C pentru apa pură $pH = - \lg 10^{-7} = 7 \cdot \lg 10 = 7$. În mod asemănător, $pOH = - \lg [OH^-] = - \lg 10^{-7} = 7$. Prin urmare, $pH + pOH = 14$.

Soluţiile apoase pot avea un *p*H cuprins între 0 şi 14. În mod practic, un *p*H = 1-3 corespunde unui mediu puternic acid;

*p*H = 3-5, mediu acid;

*p*H = 5-7, mediu slab acid;

*p*H = 7 (mai exact 7,07), mediu neutru;

*p*H = 7-9, mediu slab bazic;

*p*H = 9-10, mediu bazic;

*p*H = 10-14, mediu puternic bazic.

*p*H-ul apelor joacă un rol important în desfăşurarea proceselor biologice şi biochimice ale organismelor vegetale şi animale. Astfel, scăderea valorii *p*H-ului ca urmare a căderii ploilor poate induce declanşarea reproducerii la specii de peşti din bazinul amazonian.

Ca urmare a eliminării dioxidului de carbon în urma procesului de respiraţie a organismelor acvatice are loc o scădere a valorii *p*H-ului. În urma fotosintezei dioxidul de carbon este asimilat, ducând la creşterea *p*H-ului. De aceea, pe timp de vară, mai ales în perioada de "înflorire a apelor", valoarea *p*H-ului din păturile superioare ale apei este mai mare decât în cele adânci. Deoarece asimilarea dioxidului de carbon are loc ziua, se pot observa atât variaţii diurne, cât şi variaţii sezoniere ale reacţiei active a mediului. În apele dure reacţia ionică a apei este slab bazică şi variaţiile de *p*H sunt mult mai atenuate decât în apele moi. Acest fapt se datorează unei concentraţii mai mari a ionilor carbonat şi bicarbonat, care joacă astfel un rol de tampon.

Variaţia reacţiei ionice a mediului sub acţiunea proceselor vitale ale plantelor poate fi pusă în evidenţă printr-o experienţă simplă. Pentru aceasta într-un pahar Berzelius de cca. 100 $cm^3$, conţinând apă cu *p*H neutru, se adaugă 2-3 picături de soluţie alcoolică de fenolftaleină 1% (apa trebuie să rămână incoloră). Apoi se introduc în vas câteva mlădiţe de ciuma-apelor (*Elodea canadensis*) şi se expune la lumină.

După un timp oarecare se poate observa formarea la suprafața frunzelor a unor norișori roșiatici, care apoi se contopesc între ei; treptat toată apa capătă o culoare roșie ceea ce indică o creștere a valorii *p*H-ului.

Măsurarea *p*H-ului se poate face prin mai multe metode: (a) cu hârtie indicatoare; (b) cu soluții de indicatori și (c) potențiometric. Alegerea metodei se face în funcție de dotarea laboratorului și de gradul de acuratețe cerut analizei.

### 3.1.1. Metoda colorimetrică cu hârtie indicatoare

**A. Generalități**

Hârtia indicatoare nu este altceva decât o bandă de hârtie sugativă impregnată cu o soluție de indicator (vezi Metoda 3.1.2.). Metoda de determinare a *p*H-ului apei cu hârtie indicatoare este foarte practică pentru folosirea pe teren, rezultatele obținându-se imediat. Dezavantajul acestei metode constă în faptul că este destul de aproximativă (precizia de până la 0,5 unități de *p*H).

Există *hârtie indicator universal*, care măsoară *p*H-ul într-un domeniu mai larg (0-14), și *hârtie indicator special*, care măsoară *p*H-ul într-un domeniu mai îngust, dar cu o precizie ceva mai mare.

**B. Principiul metodei**

Compararea culorii hârtiei indicatoare, după ce aceasta a fost imersată în apa de analizat, cu o scară etalon de culori care are inscripționată diferitele valori corespunzătoare ale *p*H-ului.

**C. Materiale necesare**

1. Hârtie indicator universal Merck (*p*H 0-14).
2. Hârtie indicator special Merck (pH 7,5-8,4).
3. Scară etalon de comparare.

**D. Modul de lucru**

1. Se imersează hârtia indicatoare în apa de analizat şi se lasă aproximativ 20 secunde (Observaţia a).

2. Se scoate din apa de analizat şi se compară culoarea pe care o capătă hârtia cu cea a scării de comparare inclusă.

3. Drept valoare a *p*H-ului se ia valoarea inscripţionată în dreptul culorii cu care corespunde cel mai mult.

**E. Observaţii**

(a) În cazul apelor puternic colorate, a suspensiilor sau a lichidelor foarte vâscoase se lasă câteva picături pe hârtia indicator, iar culoarea rezultată se observă pe partea opusă a hârtiei.

## 3.1.2. Metoda colorimetrică cu soluţii de indicatori

**A. Generalităţi**

Metoda colorimetrică cu soluţii de indicatori prezintă aceleaşi neajunsuri ca şi metoda cu hârtie indicatoare. Există soluţii indicator universal şi soluţii indicator special. Drept exemple de soluţii indicatoare speciale pot servi fenolftaleina (pentru domeniul de *p*H = 8,3) sau metiloranjul (pentru domeniul de *p*H = 4,4). Soluţia *indicator universal* este preparată dintr-un amestec de mai mulţi coloranţi şi permite estimarea *p*H-ului într-un diapazon mai larg, de exemplu între 1 şi 10.

**B. Principiul metodei**

Compararea coloraţiei căpătate de către o probă de apă în care s-a adăugat un anumit volum din soluţia de indicator cu o scară etalon preparată din soluţii cu *p*H cunoscut sau cu discuri colorate ce corespund unor anumite valori ale *p*H-ului.

**C. Materiale necesare**

1. Creuzete de porţelan sau cuve speciale de 5 ml.

2. Recipiente de polietilenă sau de sticlă de 50-100 ml cu gâtul larg și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

**D. Reactivi**

1. *Soluție indicator universal*: 10 mg fenolftaleină, 20 mg roșu de metil, 30 mg dimetil-amino-azobenzen, 40 mg albastru de bromtimol și 50 mg albastru de timol se dizolvă în 50 ml alcool etilic. La soluția rezultată se adaugă câteva picături de NaOH până se obține o tentă galbenă. În funcție de *p*H indicatorul își schimbă culoarea de la roșu (*p*H = 2), trecând consecutiv prin portocaliu (*p*H = 4), galben (*p*H = 6), verde (*p*H = 8), până la albastru (*p*H = 10).

2. *Roșu de metil, soluție*: 0,1 g roșu de metil se dizolvă în 300 ml alcool etilic 95% într-un balon cotat de 500 ml, apoi se completează la semn cu apă distilată. Se folosește pentru ape acide cu *p*H 4,4-6,0, virajul fiind de la roșu-carmin la galben-portocaliu.

3. *Purpură de bromcrezol, soluție*: 0,1 g purpură de bromcrezol se amestecă bine în mojar cu 3,7 ml NaOH 0,05 N și după dizolvare se aduce la 25 ml cu aceeași soluție de hidroxid de sodiu. Pentru utilizare se diluează 1 ml din soluția de bază cu 9 ml apă distilată fierbinte. Domeniul de *p*H pentru care se utilizează este de 5,2-6,8, iar virajul este de la galben la purpuriu.

4. *Albastru de brom-timol, soluție*: 0,1 g albastru de brom-timol se mojarează cu 3,2 ml NaOH 0,05 N și după dizolvare se aduce la 25 ml cu soluție de hidroxid de sodiu 0,05 N. Domeniul de *p*H pentru care se utilizează este de 6,0-7,6, iar virajul este de la galben la albastru.

5. *Roșu de crezol, soluție*: 0,1 g roșu de crezol se mojarează cu 5,3 ml NaOH 0,05 N și se aduce la 25 ml cu NaOH 0,05 N. Pentru utilizare se diluează de 10 ori cu apă distilată fierbinte. Domeniul de *p*H pentru care se utilizează este de 7,2-8,8, virajul fiind de la galben la roșu.

6. *Albastru de timol, soluție*: 0,1 g albastru de timol se mojarează cu 4,3 ml NaOH 0,05 N și se aduce la 25 ml cu NaOH 0,05 N. Pentru utilizare se diluează de 10 ori cu apă distilată fierbinte. Domeniul de *p*H pentru care se utilizează este de 8,0-9,6, virajul fiind net, de la galben-pal la albastru.

**E. Modul de lucru**

1. Se iau 5 ml din apa de analizat şi se introduc într-un creuzet de porţelan (Observaţia a şi b) .

2. Se adaugă 2 picături soluţie indicator şi se amestecă.

3. Se compară culoarea obţinută cu scara colorimetrică etalon şi se alege ca valoare a *p*H-ului valoarea inscripţionată lângă vasul a cărui culoare este cea mai apropiată de cea a soluţiei de analizat (Observaţia c).

**F. Observaţii**

(a) Deoarece intensitatea culorii depinde de adâncimea lichidului, se recomandă folosirea unor cuve speciale.

(b) Determinarea *p*H-ului unor ape tulburi sau intens colorate este dificilă sau chiar imposibilă.

(c) Apele puternic mineralizate pot modifica tenta indicatorului, iar cele care conţin clor rezidual pot distruge parţial indicatorul sau pot intensifica tenta lui.

### 3.1.3. Metoda potenţiometrică cu electrod de sticlă

**A. Generalităţi**

Spre deosebire de metoda colorimetrică, metoda potenţiometrică prezintă o serie de avantaje, cum ar fi precizia ridicată, precum şi posibilitatea utilizării ei chiar şi în cazul apelor tulburi, colorate sau celor care conţin substanţe oxidante sau substanţe organice. De aceea, în prezent valorile *p*H-ului apelor se determină aproape exclusiv potenţiometric (Langmuir, 1971; SR ISO 10523/1997).

**B. Principiul metodei**

Se măsoară tensiunea electromotoare existentă între un electrod de sticlă (indicator) şi un electrod de calomel – clorură de potasiu (de referinţă). Diferenţa de potenţial dintre cei doi electrozi este funcţie lineară de *p*H sau, mai exact, potenţialul electrodului depinde de

activitatea ionilor de hidrogen din soluție, așa cum reiese din relația lui Nernst:

$$E = E_0 + 2{,}3\frac{RT}{nF} \cdot \ln a_{H^+} \qquad (3.4)$$

unde: $E$ = potențialul măsurat;

$E_0$ = constantă care depinde de natura sticlei electrodului de referință și cea a soluțiilor de electrolit utilizate;

$R$ = constanta gazelor perfecte (J/°C);

$T$ = temperatura absolută (°C);

$n$ = sarcina ionului;

$F$ = constanta lui Faraday (= 96.500 coulombi);

$a_{H^+}$ = activitatea ionilor de hidrogen în proba de apă.

**C. Materiale și echipamente necesare**

1. *p*H-metru cu electrozi de sticlă și electrozi saturați de calomel, ce măsoară în diapazonul *p*H 0-11 (între –5 și 80°C) și cu sensibilitatea de ±0,01 unități de *p*H sau ±1 mV.

2. Recipiente de polietilenă de 50-100 ml cu gâtul larg (cu diametrul de 27 mm sau chiar mai mult) și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

**D. Procedura de prelevare și conservare a probelor**

Determinarea *p*H-ului se face cât mai repede posibil după prelevarea probei. De regulă, probele pentru *p*H se iau din batometru imediat după cele de oxigen (în cazul în care nu se analizează alte gaze dizolvate) prin umplerea completă a recipientelor de polietilenă de 50-100 ml și astuparea lor ermetică cu capacul înșurubat. Dacă proba nu poate fi analizată imediat, ea poate fi păstrată maximum 6 ore într-un loc întunecat la o temperatură inferioară temperaturii apei la locul de prelevare.

**E. Reactivi**

1. *Soluţie-tampon de ftalat monopotasic 0,05M* (are *p*H = 4,00 la 20°C): 10,21 g ftalat acid de potasiu, $KHC_8H_4O_4$, de puritate analitică se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Se păstrează într-un recipient de sticlă. Soluţia, în absenţa evaporării, este stabilă un timp nelimitat.

2. *Soluţie-tampon de fosfat monopotasic 0,025M + fosfat disodic 0,025M* (are *p*H = 6,88 la 20°C): 33,88 g fosfat monopotasic, $KH_2PO_4$ şi 44,28 g fosfat disodic anhidru, $Na_2HPO_4 \cdot 2H_2O$ (p.a.), se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Se păstrează într-un recipient de sticlă închis ermetic.

Se diluează 100 ml din această soluţie până la 1000 ml cu apă distilată pentru efectuarea analizei. Soluţia diluată trebuie păstrată într-un recipient de polietilenă. Ea este stabilă timp de câteva săptămâni dacă este prevenită evaporarea şi este cel mai bine conservată prin adăugarea câtorva picături de cloroform.

3. *Soluţie-etalon de tartrat monopotasic, soluţie saturată* (are *p*H = 3,57 la 20°C): tartratul acid de potasiu, $KHC_2O_4 \cdot H_2C_2O_4 \cdot 2H_2O$, luat în exces, se agită puternic în 100-300 ml apă distilată la 25°C. Se conservă prin adăugarea a 0,1 g timol. Se păstrează de preferinţă într-un recipient de polietilenă.

4. *Soluţie-etalon de borax 0,01 M* (are *p*H = 9,23 la 20°C): 3,8 g tetraborat de sodiu, $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$, se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Se păstrează de preferinţă într-un recipient de polietilenă.

5. *Apă bidistilată fiartă şi răcită*: Apa proaspăt distilată conţine cantităţi importante de bioxid de carbon, din care cauză are un *p*H cuprins între 5,5 şi 6,5. De aceea, pentru a obţine o apă cu un *p*H de 7,0 apa distilată se tratează cu $Ba(OH)_2$, se fierbe timp de 10-15 minute în prezenţa unei cantităţi mici de permanganat de sodiu solid, se distilează din nou şi se păstrează într-un vas prevăzut cu un dop de cauciuc prin care trece un tub de sticlă plin cu calce sodată.

**F. Modul de lucru**

1. Se echilibrează aparatul conform instrucţiunilor de utilizare a aparatului.

2. Se etalonează aparatul folosind soluțiile-tampon cu *p*H cunoscut și se corectează cu ajutorul butonului de corectare a abaterii (Observația a).

3. Se spală electrozii cu apă bidistilată și se clătesc cu apa de analizat.

4. Se introduc electrozii în apa de analizat și se citește valoarea *p*H-ului direct pe afișajul aparatului (Observația b și c).

5. Se repetă operațiunea încă de 2 ori și se ia ca valoare a *p*H-ului media celor 3 citiri.

**G. Observații**

(a) Temperatura soluțiilor-tampon trebuie să fie cuprinsă între 20 și 25°C.

(b) Temperatura probei trebuie să fie menținută la 20°C cu variații de ±0,5°C.

(c) Pentru a grăbi echilibrarea electrozilor apa de analizat se amestecă ușor de 1-2 ori.

## 3.2. MĂSURAREA POTENȚIALULUI REDOX (*r*H)

**A. Generalități**

*Potențialul oxido-reducător* sau *redox* (*r*H) este un indicator specific al activității chimice și biologice a apei și substratului. Potențialul redox se definește ca fiind valoarea diferenței de potențial electric $E_0$ existent între un electrod din metal nobil (Pt) imersat într-o soluție care conține părți egale din forma redusă și din forma oxidată a sistemului (ambele de concentrație sau activitate egală cu 1) și un electrod normal de hidrogen. Sistemele oxidante se caracterizează printr-un potențial pozitiv, iar sistemele reducătoare printr-un potențial negativ.

Din motive practice, în locul potențialului electric se aplică noțiunea de presiune a hidrogenului molecular în echilibru cu sistemul

(proba de apă). De aceea *r*H se mai defineşte ca fiind logaritmul zecimal cu semn schimbat al presiunii fictive a hidrogenului molecular (atmosferic), exercitată la suprafaţa soluţiei, în echilibru cu hidrogenul molecular dizolvat în soluţie:

$$rH = -\lg P(H_2) \qquad (3.5)$$

Puterea reducătoare a unei ape va fi cu atât mai mare cu cât valoarea *r*H-ului va fi mai mică. Acesta poate varia între 0 şi 42,4. În mod practic, un *r*H = 0-5 indică un mediu complet reducător;

*r*H = 6-11, mediu puternic reducător;
*r*H = 12-17, mediu moderat reducător;
*r*H = 18-23, mediu slab reducător;
*r*H = 24-29, mediu slab oxidant;
*r*H = 30-34, mediu moderat oxidant;
*r*H = 35-39, mediu puternic oxidant;
*r*H = 40-42, mediu complet oxidant.

Plantele acvatice pot vieţui într-un domeniu al *r*H-ului cuprins între 27 şi 35.

**B. Principiul metodei**

Determinarea presiunii $p$ se face prin calcul în urma măsurării diferenţei de potenţial între un electrod normal de hidrogen şi un electrod de platină. Diferenţa de potenţial $E = E' - E_0$ este legată de $p$ prin relaţia:

$$E = \frac{RT}{F} \cdot \lg \frac{[H]}{\sqrt{p}} \qquad (3.6)$$

unde: $p$ = presiunea, în atm;
$F$ = constanta lui Faraday (= 96.500 C);
$R$ = constanta gazelor perfecte, în J/°C;
$T$ = temperatura absolută, în °C.

La o temperatură de 18°C, această relație devine:

$$E = E' - E_0 = 0{,}029rH - 0{,}058pH \tag{3.7}$$

$$rH = \frac{E}{0{,}029} + 2pH = \frac{E' - E_0}{0{,}029} + 2pH \tag{3.8}$$

La o temperatură de 25°C, relația devine:

$$rH = \frac{E' + 0{,}250}{0{,}029} + 2pH \tag{3.9}$$

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Potențiometru sau *p*H-metru ce permite citirea în milivolți, cu electrod de platină şi electrod normal de hidrogen de referință (de calomel sau Ag–AgCl), cu o sensibilitate de 0,1 mV, ce măsoară în diapazonul de cel puțin ±1400 mV, de preferat cu ajustare automată pentru temperatură.

2. Recipiente de polietilenă de 50-100 ml cu gâtul larg (cu diametrul de 27 mm sau chiar mai mult) şi cu capac înşurubat, câte unul pentru fiecare probă.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Probele de apă pentru determinarea potențialului redox nu pot fi conservate sau păstrate. De aceea, determinarea potențialului redox se face imediat după prelevarea probei.

**E. Modul de lucru**

1. Se ia aproximativ 1 litru de apă de analizat fără a se agita în prezența aerului şi se scufundă cei doi electrozi în proba de apă.

2. Se măsoară diferența de potențial *E* pentru o anumită temperatură.

3. Se repetă citirea după 20-30 min şi se măsoară concomitent *p*H-ul apei în aceleaşi condiții.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**F. Calcul**

$$rH = \frac{E + 0{,}058\,pH}{0{,}029} \qquad (3.10)$$

unde: $E$ = diferenţa de potenţial măsurată;
$p$H = valoarea $p$H-ului apei.

## 3.3. DETERMINAREA ALCALINITĂŢII

**A. Generalităţi**

Alcalinitatea apei este dată de prezenţa bicarbonaţilor, carbonaţilor şi hidroxizilor şi, mai rar, a boraţilor, silicaţilor, fosfaţilor, hidrosulfurilor etc.

*Alcalinitatea permanentă* ($A_P$) corespunde cantităţii totale a bazelor libere şi a unei jumătăţi din carbonaţi alcalini caustici din apă.

*Alcalinitatea totală* ($A_T$), denumită şi *alcalinitate de titrare*, reprezintă cantitatea de baze libere, carbonaţi şi bicarbonaţi alcalini prezenţi în apă.

**B. Principiul metodei**

Alcalinitatea permanentă ($A_P$) se determină prin titrarea probei de apă de analizat cu un acid tare în prezenţa fenolftaleinei ($p$H = 8,3):

$$OH^- + H^+ \rightarrow H_2O \qquad (3.11)$$

$$CO_3^{2-} + H^+ \rightarrow HCO_3^- \qquad (3.12)$$

Alcalinitatea totală ($A_T$) se determină prin titrarea probei de apă de analizat cu un acid tare în prezenţa metiloranjului ($p$H = 4,4):

$$OH^- + H^+ \rightarrow H_2O \qquad (3.13)$$

BCU IAŞI CENTRALĂ UNIVERSITY LIBRARY

$$CO_3^{2-} + H^+ \rightarrow HCO_3^- \quad (3.14)$$

$$HCO_3^- + H^+ \rightarrow H_2CO_3 \quad (3.15)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 250 ml.
2. Biuretă de precizie de 10 ml cu gradații de 0,02 ml.
3. Recipiente de sticlă borosilicat sau de polietilenă de 500 ml cu gâtul larg și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

**D. Procedura de prelevare și conservare a probelor**

Prelevarea probelor se face în flacoane curate din sticlă borosilicat sau din polietilenă cu gâtul larg și cu un volum de 500 ml. Acestea se umplu până la refuz cu apa de analizat, se astupă cu dop și se păstrează la rece (2-5°C) până se vor lua în lucru. Determinarea se efectuează de preferință imediat sau în cel mult 24 ore din momentul recoltării.

**E. Reactivi**

1. *Acid clorhidric 0,1 N*: 8,6 ml acid clorhidric concentrat ($d$ = 1,19) se trec într-un balon cotat de 1000 ml și se aduce la semn cu apă distilată (Observația a). Factorul soluției se stabilește prin titrare cu o soluție de carbonat de sodiu cu normalitate cunoscută.
2. *Fenolftaleină, soluție alcoolică 1%*: 1 g fenolftaleină (p.a.) se dizolvă în câțiva ml de alcool etilic 95% (v/v) și apoi se completează până la un volum de 100 ml cu alcool etilic 70%. Se neutralizează cu o soluție de NaOH 0,1 N până la apariția colorației slab roz.
3. *Metiloranj, soluție apoasă 0,1%*: 0,1 g metilorahj se dizolvă în 100 ml apă distilată.
4. *Tiosulfat de sodiu 0,1 N*: 25 g $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ (p.a.) se dizolvă în 1000 ml apă distilată fiartă și răcită.

**F. Modul de lucru** (Observaţia b)

1. Se iau 100 ml apă de analizat şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 250 ml şi se adaugă 2-3 picături de fenolftaleină. Dacă în prezenţa fenolftaleinei nu apare coloraţia roz, alcalinitatea permanentă este zero (*p*H-ul apei este sub 8,3) şi se trece la determinarea alcalinităţii totale folosind ca indicator metiloranjul conform punctului 3.

2. În cazul apariţiei coloraţiei roz, proba se titrează cu HCl 0,1 N până la dispariţia culorii şi se calculează alcalinitatea permanentă.

3. Se măsoară alţi 100 ml apă de analizat într-un flacon Erlenmeyer, se adaugă 2-3 picături de metiloranj şi se titrează cu HCl 0,1 N până ce culoarea virează de la galben-citrin la galben-portocaliu.

**G. Calcul**

$$\text{ml HCl N/l} = V \cdot f \qquad (3.16)$$

unde: $V$ = ml HCl 0,1N folosiţi la titrare;
$f$ = factorul acidului clorhidric 0,1 N.

**H. Observaţii**

(a) Apa distilată folosită la prepararea reactivilor trebuie să aibă un *p*H>6. În caz că *p*H-ul este mai mic de 6, apa distilată înainte de folosire se fierbe 15 minute, apoi se lasă să se răcească la temperatura camerei.

(b) Determinare este interferată de prezenţa clorului liber care este îndepărtat prin tratarea apei de analizat cu câteva picături de tiosulfat de sodiu 0,1 N.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 3.4. DETERMINAREA ACIDITĂȚII

### A. Generalități

Aciditatea apei este dată de prezența dioxidului de carbon liber, a acizilor minerali și a sărurilor acizilor tari cu baze slabe. Cu excepția apelor din turbării, aciditatea apelor naturale de suprafață este foarte puțin posibilă, prezența ei indicând o poluare cu ape reziduale.

*Aciditatea aparentă* (denumită și *aciditate de titrare*) este aciditatea datorată prezenței în apă a dioxidului de carbon liber și se determină prin titrarea probei cu o bază tare în prezența fenolftaleinei.

*Aciditatea reală* (denumită și *aciditate actuală*) reprezintă aciditatea datorată prezenței acizilor minerali sau a sărurilor provenite de la un acid tare și o bază slabă și se determină prin titrare cu o bază tare în prezența metiloranjului

### B. Principiul metodei

Aciditatea aparentă și aciditatea reală se măsoară prin titrarea apei de analizat cu o soluție de hidroxid de sodiu în prezența unor indicatori, fenolftaleină în primul caz și metiloranj în cel de-al doilea.

### C. Materiale necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 250 ml.
2. Biuretă de precizie de 10 ml cu gradații de 0,02 ml.
3. Recipiente de sticlă borosilicat sau de polietilenă de 500 ml cu gâtul larg și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

### D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Prelevarea probelor se face în flacoane curate din sticlă sau din polietilenă cu gâtul larg. Acestea se umplu cu apa de analizat până nu mai rămân bule de aer, se astupă cu dop și se păstrează la frigider la o temperatură de 2-5°C până se vor lua în lucru. Determinarea se efectuează de preferință imediat sau în cel mult 24 ore din momentul recoltării.

**E. Reactivi**

1. *Hidroxid de sodiu 0,1 N*: 550 g NaOH cântăriţi cu exactitate se dizolvă în 500 ml apă distilată şi se lasă în repaus într-un flacon închis ermetic cu un dop de cauciuc astfel încât carbonaţii să se decanteze complet. Supernatantul se sifonează şi se titrează cu un acid mineral cu normalitate cunoscută. Se diluează apoi soluţia de hidroxid pentru a obţine o soluţie de NaOH 0,1 N. Diluţia se face cu apă fiartă şi răcită. Această soluţie se păstrează în recipiente de polietilenă şi se reîmprospătează în fiecare săptămână.

2. *Fenolftaleină, soluţie alcoolică 1%*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

3. *Metiloranj, soluţie apoasă 0,1%*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

4. *Tiosulfat de sodiu 0,1 N*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

**F. Modul de lucru** (Observaţiile a şi b)

1. Dacă apa de analizat are un *p*H>4,5 se determină aciditatea aparentă, deoarece aciditatea datorată acizilor minerali este zero. Pentru aceasta se iau 100 ml apă de analizat şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer, se adaugă 2-3 picături de fenolftaleină şi se titrează cu NaOH 0,1 N până la apariţia coloraţiei slab roz persistente.

2. În cazul în care apa de analizat are un pH<4,5 se determină aciditatea reală. Pentru aceasta se măsoară 100 ml apă de analizat într-un flacon Erlenmeyer, se adaugă 2-3 picături de metiloranj şi se titrează cu NaOH 0,1 N până ce coloraţia galben-portocaliu virează spre galben-citrin.

**G. Calcul**

$$\text{ml NaOH N/l} = V \cdot f \qquad (3.17)$$

unde: $V$ = ml NaOH 0,1N folosiţi la titrare;
$f$ = factorul soluţiei de NaOH 0,1 N.

**H. Observații**

(a) Determinare este interferată de prezența clorului rezidual care este îndepărtat prin tratarea apei de analizat cu câteva picături de tiosulfat de sodiu 0,1 N.

(b) Pentru determinarea acidității apelor tulburi sau colorate se pot folosi aparate de titrare automate asociate cu un *p*H-metru.

## 3.5. DETERMINAREA DIOXIDULUI DE CARBON DIN APĂ

Dioxidul de carbon din apă provine din respirația plantelor și animalelor acvatice și din mineralizarea compușilor organici de către bacterii. Dioxidul de carbon este utilizat de către alge și macrofitele acvatice în procesul de fotosinteză pentru producerea propriilor compuși organici. Apele superficiale sunt mai bogate în bioxid de carbon datorită activității hidrobionților. În apă concentrația dioxidului de carbon dizolvat poate fi de până la 2% sau chiar mai mult (comparativ cu 0,03-0,04% cât conține aerul atmosferic). La concentrații mari (>30 mg/l) dioxidul de carbon devine toxic pentru animalele acvatice. Pentru plantele de apă concentrațiile ridicate de $CO_2$ sunt inofensive. Dimpotrivă, scăderea concentrației de acid carbonic din apă poate duce la limitarea fotosintezei.

Dioxidul de carbon se găsește în apă în stare liberă sau combinat, în funcție de *p*H și de salinitate.

Dioxidul de carbon în stare liberă se află dizolvat fizic în apă și la o anumită temperatură concentrația acestuia este proporțională cu presiunea parțială a dioxidului de carbon din aerul atmosferic, aflat deasupra sursei de apă. În apă pură, la 20°C și la o presiune de 1 atmosferă, solubilitatea dioxidului de carbon este de 0,9 $cm^3$/ml de soluție.

Prin reacția cu apa, dioxidul de carbon formează acidul carbonic:

$$CO_2 + H_2O \leftrightarrow H_2CO_3 \quad (3.18)$$

iar acesta disociază în două trepte, în funcţie de *p*H-ul apei:

$$H_2CO_3 \leftrightarrow H^+ + HCO_3^- \quad (3.19)$$

$$HCO_3^- \leftrightarrow H^+ + CO_3^{2-} \quad (3.20)$$

Ionii carbonat, $CO_3^{2-}$ şi bicarbonat, $HCO_3^-$, se combină cu ionii metalici din ape pentru a forma sărurile corespunzătoare. Un rol deosebit în aceste reacţii îl joacă ionii de calciu şi magneziu, care se află în apele naturale, în concentraţii importante.

Carbonatul de calciu, practic insolubil în apă, se află în echilibru cu ionii săi din soluţie:

$$CaCO_3 \leftrightarrow Ca^{2+} + CO_3^{2-} \quad (3.21)$$

sau se poate solubiliza pe seama dioxidului de carbon:

$$CaCO_3 + CO_2 + H_2O \leftrightarrow Ca(HCO_3)_2 \quad (3.22)$$

De asemenea, bicarbonatul de calciu solubil şi uşor disociabil se află în echilibru cu fracţiunea disociată:

$$Ca(HCO_3)_2 \leftrightarrow Ca^{2+} + 2\,HCO_3^- \quad (3.23)$$

$$2HCO_3^- \leftrightarrow CO_3^{2-} + H_2CO_3 \quad (3.24)$$

Pe de altă parte, atât carbonatul cât şi bicarbonatul de calciu sunt săruri care hidrolizează:

$$2CaCO_3 + 2H_2O \leftrightarrow Ca(OH)_2 + Ca(HCO_3)_2 \quad (3.25)$$

$$Ca(HCO_3)_2 + 2H_2O \leftrightarrow Ca(OH)_2 + 2H_2CO_3 \quad (3.26)$$

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Prin urmare, dioxidul de carbon legat se află în apă sub formă de dioxid de carbon agresiv, dioxid de carbon echilibrat, dioxid de carbon semicombinat (sub formă de bicarbonați), dioxid de carbon combinat (sub formă de carbonați).

Diferitele forme ale dioxidului de carbon din apă se află în echilibru în funcție de *p*H-ul apei (fig. 3.1).

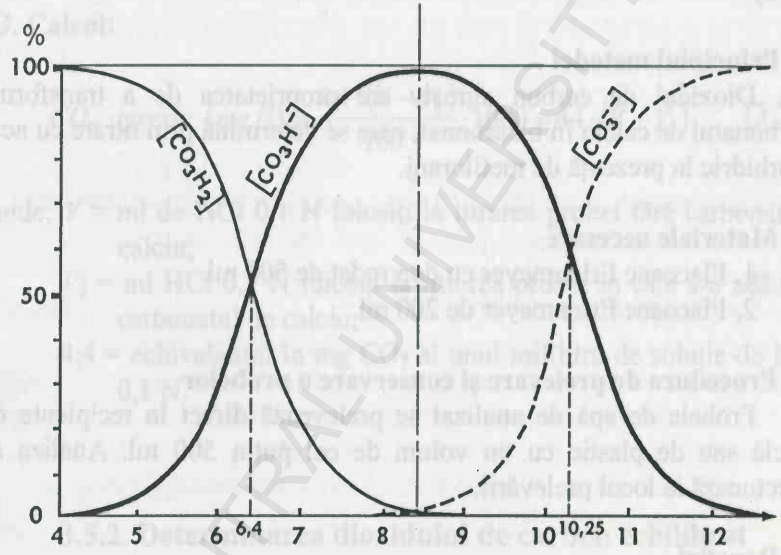



**Figura 3.1.** Relația dintre *p*H-ul apei și diferitele forme ale dioxidului de carbon legat (după Dussart, 1966).

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

### 3.5.1. Determinarea dioxidului de carbon agresiv

**A. Generalităţi**

*Dioxidul de carbon agresiv* este fracţiunea de dioxid de carbon în stare moleculară, dizolvată în apă şi care dacă este în contact cu carbonatul de calciu solid intră în reacţie pentru a-l dizolva (ecuaţia 3.22).

**B. Principiul metodei**

Dioxidul de carbon agresiv are proprietatea de a transforma carbonatul de calciu în bicarbonat, care se determină prin titrare cu acid clorhidric în prezenţă de metiloranj.

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer cu dop rodat de 500 ml.
2. Flacoane Erlenmeyer de 200 ml.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Probele de apă de analizat se prelevează direct în recipiente de sticlă sau de plastic cu un volum de cel puţin 500 ml. Analiza se efectuează la locul prelevării.

**E. Reactivi**

1. *Acid clorhidric 0,1 N*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

2. *Carbonat de calciu (p.a.), fin pulverizat.*

3 *Metiloranj, soluţie apoasă 0,1%*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

**F. Modul de lucru**

1. Se iau două flacoane Erlenmeyer cu dop rodat şi se introduce în fiecare aceeaşi cantitate din apa de analizat. Într-unul din vase se introduc 3-5 g $CaCO_3$ p.a., fin pulverizat şi se agită, după care se lasă în repaus minimum 24 de ore. Dacă apele sunt dure se lasă în repaus 3-4

zile, agitând zilnic de câteva ori. Celălalt flacon, în care nu s-a adăugat carbonat de calciu, reprezintă proba martor.

2. Din ambele flacoane Erlenmeyer din lichidul supernatant se iau câte 100 ml şi se introduc în alte 2 flacoane Erlenmeyer. Se titrează fiecare probă cu HCl 0,1 N în prezența a 2-3 picături de metiloranj, până ce culoarea virează de la galben-citrin la galben-portocaliu.

**G. Calcul:**

$$CO_2\ agresiv\ (mg/l) = \frac{4{,}4 \cdot (V - V_1)}{100} \cdot 1000 = 44 \cdot (V - V_1) \qquad (3.27)$$

unde: $V$ = ml de HCl 0,1 N folosiți la titrarea probei fără carbonat de calciu;

$V_1$ = ml HCl 0,1 N folosiți la titrarea probei în care s-a adăugat carbonatul de calciu;

4,4 = echivalentul în mg $CO_2$ al unui mililitru de soluție de HCl 0,1 N.

## 3.5.2. Determinarea dioxidului de carbon echilibrat

**A. Generalități**

*Dioxidul de carbon echilibrat* este cantitatea de dioxid de carbon aflată în acidul carbonic, necesară pentru a împiedica disocierea bicarbonaților şi precipitarea lor sub formă de carbonați neutri (ecuațiile 3.23 şi 3.24).

**B. Principiul metodei**

Dioxidul de carbon (din acidul carbonic) aflat în apă se neutralizează cu un exces cunoscut dintr-o soluție de NaOH, în prezența fenolftaleinei, până la culoarea roz persistent. Apoi excesul de NaOH se titrează cu acid clorhidric până la decolorarea soluției.

BCU "ALEXANDRU IOAN CUZA" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Tratarea probei de apă cu excesul de hidroxid de sodiu se efectuează în prezenţa tartratului dublu de sodiu şi potasiu (sare Seignette) care constituie un efect de tamponare, eliminând acidificările locale şi precipitările hidroxidului feric.

Reacţiile de neutralizare sunt:

$$H_2CO_3 + 2NaOH = Na_2CO_3 + 2H_2O \quad (3.28)$$

$$NaOH \text{ (în exces)} + HCl = NaCl + H_2O \quad (3.29)$$

$$Na_2CO_3 + HCl = NaHCO_3 + NaCl \quad (3.30$$

Din reacţii se constată că în final 1 mol de NaOH neutralizează 1 mol de acid carbonic:

$$H_2CO_3 + NaOH = NaHCO_3 + H_2O \quad (3.31)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer cu dop rodat de 500 ml.
2. Pipete gradate de 1 şi 2 ml.
3. Micropipetă sau biuretă de 2 ml cu diviziuni de 0,01 ml.
4. Capsule de porţelan.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Probele de cel puţin 500 ml apă de analizat trebuie prelevate direct în vase de sticlă sau de polietilenă care conţin un exces de soluţie de NaOH 0,05 N. De aceea se impune efectuarea în prealabil a unei analize orientative. Determinarea dioxidului de carbon echilibrat se face la locul de recoltare a probelor.

**E. Reactivi**

1. *Hidroxid de sodiu 0,05 N*: din soluţia de NaOH 1 N se iau 50 ml şi se diluează cu apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml (Observaţia a).

BUKOVINIAN UNIVERSITY LIBRARY

2. *Acid clorhidric 0,05 N*: 4,2 ml acid clorhidric concentrat ($d$ = 1,19) se trec într-un balon cotat de 1000 ml și se aduce la semn cu apă distilată. Factorul soluției se stabilește prin titrare cu o soluție de carbonat de sodiu cu normalitate cunoscută.

3. *Fenolftaleină, soluție alcoolică 1%*: (vezi Determinarea alcalinității, Metoda 3.3, Secțiunea E).

4. *Tartrat dublu de sodiu și potasiu (sare Seignette), soluție 50%*: 50 g $KNaC_4H_4O_6$ se dizolvă în apă distilată într-un balon cotat de 100 ml.

**F. Modul de lucru**

*Determinarea orientativă*

1. Se iau câțiva mililitri de apă de analizat și se introduc într-o capsulă de porțelan, apoi se adaugă 2 picături de fenolftaleină.

2. Dacă apare o colorație roz apa nu prezintă dioxid de carbon echilibrat.

3. În cazul în care nu apare colorația roz 200 ml de apă de analizat se introduc într-un flacon Erlenmeyer cu dop rodat peste care se adaugă câteva picături de tartrat de sodiu și potasiu, câteva picături de fenolftaleină și se titrează cu hidroxid de sodiu până la apariția colorației roz, care persistă cel puțin 5 minute.

*Determinarea propriu-zisă*:

1. În flaconul Erlenmeyer spălat și clătit cu apă distilată se introduce cantitatea de hidroxid de sodiu folosită la determinarea orientativă plus un exces de 1-2 ml, câteva picături de tartrat de sodiu și potasiu și apoi se completează până la un volum de 10 ml cu apă bidistilată proaspăt fiartă și răcită. Se introduc apoi, în același vas, 200 ml apă de analizat.

2. Se astupă vasul și se agită pentru omogenizare, apoi se adaugă câteva picături de fenolftaleină și se titrează cu HCl până la decolorare.

**G. Calcul**

$$CO_2\ echilibrat\ (mg/l) = \frac{2{,}2 \cdot (V - V_1)}{200} \cdot 1000 = 11 \cdot (V - V_1) \qquad (3.32)$$

unde: $V$ = ml hidroxid de sodiu 0,05 N în exces adăugat;
$V_1$ = ml soluţie de HCl folosiţi la titrare;
2,2 = echivalentul în mg $CO_2$ al unui ml de NaOH 0,05 N.

**H. Observaţii**

(a) Apă bidistilată folosită pentru prepararea reactivilor trebuie fiartă 15 minute înainte de folosire şi răcită.

## 3.5.3. Determinarea dioxidului de carbon semicombinat

**A. Generalităţi**

*Dioxidul de carbon semicombinat* este dioxidul de carbon legat în carbonaţii acizi (bicarbonaţi) disociabili.

**B. Principiul metodei**

Neutralizarea bicarbonaţilor din apă, prin titrare cu un acid mineral, în prezenţa metiloranjului ca indicator, conform reacţiei:

$$NaHCO_3 + HCl = NaCl + H_2O + CO_2 \qquad (3.33)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 200 ml.
2. Pipete gradate de 1 şi 2 ml.
3. Micropipetă sau biuretă de 2 ml cu diviziuni de 0,01 ml.

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**D. Reactivi**

1. *Acid clorhidric 0,1 N*: (vezi Determinarea alcalinității, Metoda 3.3, Secțiunea E).

2. *Metiloranj, soluție apoasă 0,1%*: (vezi Determinarea alcalinității, Metoda 3.3, Secțiunea E).

**E. Modul de lucru**

Se iau 100 ml apă de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer, peste care se adaugă 1-2 picături de metiloranj și se titrează cu HCl 0,1 N până ce culoarea virează de la galben la galben-portocaliu.

**F. Calcul**

$$CO_2 \ legat \ (mg/l) = \frac{4{,}4 \cdot V}{100} \cdot 1000 = 44 \cdot V \qquad (3.34)$$

$$HCO_3^- \ legat \ (mg/l) = \frac{6{,}1 \cdot V}{100} \cdot 1000 = 61 \cdot V \qquad (3.35)$$

unde: $V$ = ml HCl 0,1 N folosiți la titrare;

4,4 = echivalentul în mg $CO_2$ corespunzător unui ml de HCl 0,1 N;

6,1 = echivalentul în mg $HCO_3^-$ corespunzător unui ml de HCl 0,1 N.

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 3.5.4. Determinarea dioxidului de carbon combinat

**A. Generalităţi**

*Dioxidul de carbon combinat* este dioxidul de carbon legat în fracţiunea de carbonaţi dizolvaţi.

**B. Principiul metodei**

Neutralizarea carbonaţilor prezenţi în apă prin titrare cu un acid mineral în prezenţa fenolftaleinei până la un *p*H = 8,3 (sub această valoare cantitatea de $CO_3^{2-}$ este neglijabilă):

$$CO_3^{2-} + HCl \leftrightarrow HCO_3^- + Cl^- \qquad (3.36)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 200 ml.
2. Pipetă gradată de 2 ml.
3. Micropipetă sau biuretă de 2 ml cu diviziuni de 0,01 ml.

**D. Reactivi**

1. *Acid clorhidric 0,05 N*: (vezi Determinarea dioxidului de carbon echilibrat, Metoda 3.5.2, Secţiunea E).

2. *Fenolftaleină, soluţie alcoolică 1%*: (vezi Determinarea alcalinităţii, Metoda 3.3, Secţiunea E).

**E. Modul de lucru**

1. Într-un flacon Erlenmeyer se introduc 100 ml apă de analizat şi 2 picături de fenolftaleină. Dacă la adăugarea fenolftaleinei proba de apă nu se colorează (*p*H < 8,3), înseamnă că apa respectivă nu conţine carbonaţi. Dacă proba se colorează în roz persistent, aceasta conţine carbonaţi şi trece la punctul 2 (Observaţia a).

2. Se titrează cu o soluţie de HCl 0,05 N până ce culoarea roşie virează în slab roz (aproape de decolorare).

BCU "CAROL I" UNIVERSITY LIBRARY

**F. Calcul**

$$CO_2\ legat\ (mg/l) = \frac{2{,}2 \cdot V}{100} \cdot 1000 = 22 \cdot V \qquad (3.37)$$

unde: $V$ = ml HCl 0,05 N folosiți la titrare.

**G. Observații**

(a) În cazul în care apa are o mineralizare de peste 2,3 g/l sau atunci când alcalinitatea este dată de prezența altor compuși (de ex. a poluanților) determinarea carbonaților prin această metodă este exclusă.

### 3.5.5. Determinarea dioxidului de carbon total

**A. Generalități**

*Dioxidul de carbon total* reprezintă suma concentrației dioxidului de carbon liber și a dioxidului de carbon legat

**B. Principiul metodei**

Dioxidul de carbon total în apă se poate calcula cunoscând concentrația dioxidului de carbon liber, alcalinitatea carbonatată și bicarbonatată exprimată în mg/l sub formă de $CaCO_3$.

**C. Calcul**

$$CO_2\ total\ (mg/l) = CO_2\ liber + 0{,}88\ [A_K + \tfrac{1}{2} A_P] \qquad (3.38)$$

unde: $CO_{2\ liber}$ = concentrația dioxidului de carbon liber, în mg/l;
$A_K$ = alcalinitatea bicarbonatată, în mg/l;
$A_P$ = alcalinitatea carbonatată, în mg/l.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 3.6. DOZAREA CLORURILOR DIN APĂ

Aproape toate tipurile de ape naturale, precum şi majoritatea apelor reziduale conţin cloruri ($Cl^-$). Clorurile din apă provin din levigarea acestora din terenurile sărăturate sau în urma unei poluări de origine animală sau umană, produşii de excreţie conţinând în medie peste 5 g/l de ioni $Cl^-$. În general, concentraţia clorurilor variază de la câteva miligrame la litru în apele naturale dulci şi pot atinge concentraţii ridicate în apele reziduale.

### 3.6.1. Determinarea clorurilor prin metoda Mohr

**A. Generalităţi**

Această metodă se aplică numai pentru apele cu un conţinut redus de cloruri, cuprins între 5 şi 150 mg/l (SR ISO 9297/2001).

**B. Principiul metodei**

Ionul $Cl^-$ reacţionează cu azotatul de argint în mediu neutru pentru a forma clorura de argint, insolubilă (Observaţiile a şi b). Sfârşitul reacţiei este indicat de cromatul de potasiu. În timpul titrării *p*H-ul trebuie să fie menţinut între 5 şi 9,5 pentru a permite precipitarea cromatului de argint.

$$Cl^- + AgNO_3 \rightarrow \underset{\text{precipitat alb}}{AgCl\downarrow} + NO_3^- \qquad (3.39)$$

$$K_2CrO_4 + 2AgNO_3 \rightarrow \underset{\text{precipitat brun-roşcat}}{Ag_2CrO_4\downarrow} + 2KNO_3 \qquad (3.40)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 250 ml.
2. Pipete de 1 şi 5 ml.

3. Biuretă de 25 ml cu gradații de 0,01 ml.
4. Flacoane de plastic de 250 ml cu dop etanş.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Pentru prelevarea şi păstrarea probelor folosite la determinarea clorurilor se vor folosi flacoane de plastic sau de sticlă, cu o capacitate de 250 ml şi cu dop etanş. Înaintea prelevării flacoanele se clătesc de trei ori cu proba de apă de analizat. Numărul probei se inscripționează pe flacon cu un marker rezistent la apă, iar datele de identificare a probei se notează în carnetul de teren. Până la efectuarea analizei probele pot fi păstrate în flacoane timp de 30 zile, cu condiția să fie închise ermetic.

**E. Reactivi**

1. *Azotat de argint 0,1 N*: 17,3 g $AgNO_3$ (p.a) se trec cantitativ într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă bidistilată; soluția se păstrează în sticle de culoare brună cu dop de sticlă şi se va agita bine înainte de fiecare utilizare.

2. *Cromat de potasiu, soluție 10%*: 10 g $K_2CrO_4$ se dizolvă în 100 ml apă distilată.

3. *Hidroxid de sodiu 0,1 N*: (vezi Determinarea acidității, Metoda 3.4, Secțiunea E).

4. *Acid sulfuric 0,1 N*: 450 ml apă distilată se introduc într-un balon cotat de 1000 ml, peste care se toarnă prin agitație continuă 50 ml $H_2SO_4$ concentrat, chimic pur ($d$ = 1,84). Din soluția rezultată se iau exact 27 ml, se introduc într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă distilată.

5. *Roşu neutru, soluție alcoolică 0,05%*: 0,05 g roşu neutru se dizolvă în 60 ml alcool într-un balon cotat de 100 ml, apoi se aduce la semn cu apă distilată.

**F. Modul de lucru**

1. Se iau 100 ml apă de analizat, filtrată în prealabil, se neutralizează în prezenţa de roşu neutru cu $H_2SO_4$ 0,1 N sau NaOH 0,1 N după caz.

2. Se ia din nou aceeaşi cantitate de apă şi se introduce de la început cantitatea exactă de NaOH sau $H_2SO_4$ necesară pentru neutralizare.

3. Se adaugă 15-20 picături de cromat de potasiu şi se titrează cu azotat de argint 0,1 N până ce culoarea virează de la galben-verzui la galben-cărămiziu (Observaţia c).

**G. Calcul**

$$Cl^- \ (mg/l) = \frac{V \cdot 3{,}546}{100} \cdot 1000 \qquad (3.41)$$

unde: $V$ = ml soluţie de azotat de argint 0,1 N întrebuinţaţi la titrare;
3,456 = echivalentul în mg clor al unui ml de azotat de argint 0,1 N.

**H. Observaţii**

(a) Reacţia nu este specifică deoarece şi ceilalţi halogeni dau aceeaşi reacţie cu azotatul de argint dar, fiind prezenţi în apă în concentraţie mică faţă de cloruri, interferenţa lor poate fi neglijată.

(b) Substanţele reducătoare (sulfurile, sulfiţii sau substanţele organice) de asemenea interferează reacţia, de aceea în prezenţa lor se adaugă cu picătura o soluţie de $KMnO_4$ 0,1 N până la tentă roz după care se decolorează cu apă oxigenată 30% sau se foloseşte metoda Volhard.

(c) Dacă conţinutul în cloruri este sub 50 mg/l proba de apă se va titra cu azotat de argint 0,02 N.

## 3.6.2. Determinarea clorurilor prin metoda Charpentier-Volhard

### A. Generalități

Această metodă, utilizată pentru prima dată de Charpentier și Volhard, se aplică pentru apele puternic poluate sau pentru apele care conțin cantități apreciabile de fosfați sau sulfiți.

### B. Principiul metodei

Clorurile din apă sunt precipitate în prezența acidului azotic cu un exces de azotat de argint, excesul fiind apoi titrat cu tiocianat de amoniu în prezența alaunului feric ca indicator (Observația a):

$$Cl^- + AgNO_3 \rightarrow \underset{\text{precipitat alb}}{AgCl\downarrow} + NO_3^- \qquad (3.42)$$

$$(NH_4)SCN + AgNO_3 \rightarrow \underset{\text{precipitat alb}}{AgSCN\downarrow} + (NH_4)NO_3 \qquad (3.43)$$

$$Fe^{3+} + 3SCN^- \rightarrow \underset{\text{colorație roșie}}{Fe(SCN)_3} \qquad (3.44)$$

### C. Materiale necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 300 ml.
2. Pipete de 1, 5 și 10 ml.
3. Biuretă de 25 ml cu gradații de 0,01 ml.
4. Flacoane de plastic de 250 ml cu dop etanș.

### D. Reactivi

1. *Acid azotic 1:1*: o parte acid azotic concentrat (70%, $d$ = 1,41) se amestecă cu o parte apă distilată.

2. *Azotat de argint, soluție 0,1 N*: (vezi Determinarea clorurilor prin metoda Mohr, Metoda 3.6.1, Secțiunea E).

3. *Tiocianat de amoniu, soluţie 0,1 N*: 7,612 g sulfocianură de amoniu (rodanat), $NH_4SCN$, se trec cantitativ într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă bidistilată.

4. *Aalaun feri-amoniacal, soluţie 2%*: 10 g alaun feri-amoniacal se dizolvă în 50 ml apă bidistilată; se filtrează şi în filtrat se adaugă picătură cu picătură acid azotic, până la decolorare sau culoare slab gălbuie. Apoi se aduce cu apă distilată la un volum final de 100 ml.

**E. Modul de lucru**

1 Se iau 100 ml apă de analizat şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 300 ml, se acidulează cu 5 ml $HNO_3$ (1:1). Se adaugă 10 ml $AgNO_3$ 0,1 N măsuraţi cu exactitate, 5 ml eter etilic şi se omogenizează bine. Se adaugă apoi 1 ml soluţie de alaun feri-amoniacal.

2. Excesul de azotat de argint se titrează cu tiocianat de amoniu 0,1 N până la apariţia unei colorаţii roşcate, care persistă timp de 1 minut.

**F. Calcul:**

$$Cl^- \ (mg/l) = \frac{3{,}546 \cdot (10 - V)}{100} \cdot 1000 = 35{,}46 \cdot (10 - V) \qquad (3.45)$$

unde: 10 = ml azotat de argint 0,1 N introduşi în probă;

$V$ = ml sulfocianură de amoniu 0,1 N folosiţi la titrarea excesului de azotat de argint;

3,546 = echivalentul în mg $Cl^-$ al unui ml de azotat de argint 0,1 N.

**G. Observaţii**

(a) Sulfurile, hiposulfiţii şi substanţele organice prezente în cantitate mare, deranjează determinarea. Ele pot fi înlăturate prin oxidare astfel: se măsoară, într-un flacon Erlenmeyer, 100 ml apă de analizat, se fierbe timp de 5 minute în prezenţa unei cantităţi de permanganat de potasiu până la obţinerea unei colorаţii slab roz.

Excesul de permanganat este îndepărtat cu nitrit de sodiu. După răcire se completează la volumul inițial.

## 3.7. DETERMINAREA DURITĂȚII APEI

Prin *duritate* sau *titru hidrotimetric* se înțelege suma concentrațiilor cationilor metalici prezenți în apă, cu excepția metalelor alcaline și a ionului de hidrogen. În mod obișnuit duritatea este dată de prezența în apă a ionilor de calciu și magneziu, ceilalți cationi, din cauza concentrației lor infime, neinfluențând duritatea apei.

În mod convențional duritatea unei ape se exprimă în *grade de duritate*, care diferă de la o țară la alta (tabelul 3.1). Astfel:

**Tabelul 3.1.** Echivalențe între modul de exprimare a durității totale în diferite țări.

| Unități de exprimare a durității totale | 1 mEq | 1 grad german (°dH) | 1 grad francez (°f) | 1 grad englez (°Clark) | 1 grad american (ppm) |
|---|---|---|---|---|---|
| 1 mEq | 1,00 | 2,80 | 5,00 | 3,50 | 2,91 |
| 1 grad german (°dH) | 0,36 | 1,00 | 1,79 | 1,25 | 1,04 |
| 1 grad francez (°f) | 0,20 | 0,56 | 1,00 | 0,70 | 0,58 |
| 1 grad englez (°Clark) | 0,29 | 0,80 | 1,43 | 1,00 | 0,83 |
| 1 grad american (ppm) | 0,34 | 0,96 | 1,72 | 1,20 | 1,00 |

1 grad german de duritate (°dGH) = 10 mg CaO/l = 14 mg MgO/l de apă;

1 grad francez de duritate (°H sau °f) = 10 mg $CaCO_3$/l = 4 mg Ca/l = 0,1 mmol/l = 1/5 mEq;

1 grad englez de duritate (°Clark) = 1 grain $CaCO_3$/galon = 14,3 $CaCO_3$ mg/l;

1 grad american de duritate corespunde cu 1 ppm sau 1 mg $CaCO_3$/l.

La noi în țară exprimarea durității se face în grade germane, notate cu dGH (“*Deutsche Gesamthärte*”).

O apă care are 0-5°dGH este considerată foarte moale;

5-10°dGH, apă moale;
10-20°dGH, apă semidură;
20-30°dGH, apă dură;
>30°dGH, apă foarte dură.

Duritatea apei depinde de natura substratului geologic al regiunii respective. Astfel, în zonele cu substrat de natură vulcanică (granit, bazalt) apa este moale, iar în zonele cu substrat calcaros apa este foarte dură. De asemenea, duritatea apei unui bazin variază în cursul unui an. Aceasta creşte vara din cauza evaporării apei şi scade în urma ploilor şi topirii zăpezii.

Deosebim următoarele feluri de duritate: duritate totală, duritate temporară şi duritate permanentă.

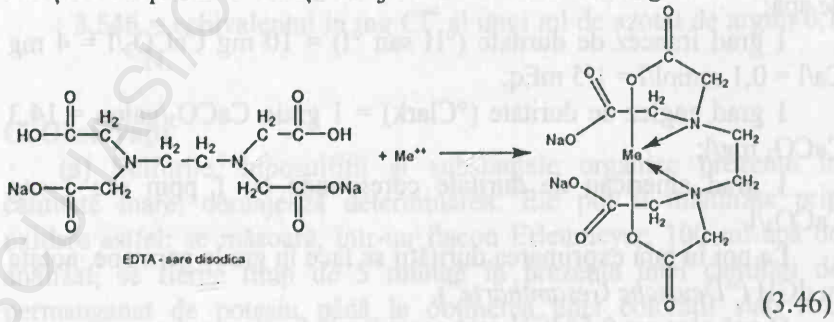
### 3.7.1. Determinarea durităţii totale prin metoda complexometrică

**A. Generalităţi**

*Duritatea totală* (*dGH*) reprezintă suma durităţilor temporare şi permanente.

**B. Principiul metodei**

Ionii de $Ca^{2+}$ şi $Mg^{2+}$ formează cu sarea disodică a acidului etilendiamino-tetra-acetic (complexon III) complecşi de tip chelat. Sfârşitul reacţiei este pus în evidenţă cu ajutorul indicatorului negru eriocrom T:




(3.46)

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 100 ml.
2. Pipete de 1, 5 și 25 ml.
3. Biuretă de 25 ml cu gradații de 0,01 ml.
4. Termometru cu sensibilitatea de ±1°C.
5. Flacoane de polietilenă de 250 ml cu dop etanș.

**D. Procedura de prelevare și conservare a probelor**

Prelevarea și păstrarea probelor folosite la determinarea durității se face în flacoane de sticlă sau de polietilenă, cu o capacitate de 250 ml și cu dop etanș. Înaintea prelevării flacoanele se clătesc de trei ori cu proba de apă de analizat. Probele pot fi păstrate la rece (2-5°C) în flacoane închise ermetic maximum 8 ore. Conservarea probei prin acidulare la *p*H<2 (cu excepția $H_2SO_4$) permite prelungirea timpului de păstrare a probelor până la 30 zile.

**E. Reactivi**

1. *Complexon III, soluție 0,02 N*: 3,7226 g complexon III, $Na_2EDTA$, se dizolvă în câțiva ml de apă bidistilată într-un balon cotat de 1000 ml, apoi se completează la semn cu apă bidistilată.

2. *Soluție-tampon*: se cântăresc 5,4 g $NH_4Cl$ care se trec cu câțiva ml de apă bidistilată într-un balon cotat de 100 ml. Se adaugă 35 ml soluție de amoniac 25% și se completează la semn cu apă bidistilată.

3. *Indicator negru eriocrom T, soluție alcoolică 0,4%*: 0,4 g negru eriocrom T se dizolvă în 100 ml alcool etilic 95% într-un balon cotat.

4. *Acid clorhidric 10%*: 10 ml HCl concentrat ($d$ = 1,19) se diluează în 100 ml apă distilată.

**F. Modul de lucru**

A. *În cazul în care apa de analizat nu conține carbonați și bicarbonați alcalini, reacționând negativ față de fenolftaleină.*

1. Se iau 25 ml apă de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 100 ml. Se completează cu apă bidistilată până la un volum total de 50 ml.

2. Proba se încălzeşte până la aproximativ 60°C şi se adaugă 5 ml soluţie-tampon (Observaţia a) şi 15 picături de indicator negru eriocrom T (Observaţia b).

3. Se titrează cu soluţie de complexon III până ce culoarea virează de la roşu ca vinul la albastru clar (Observaţia c).

B. *Atunci când proba de apă de analizat conţine carbonaţi şi bicarbonaţi (reacţie pozitivă cu fenolftaleină).*

1. Se iau 25 ml apă de analizat şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 100 ml. Se adaugă 5 ml HCl şi se fierbe pentru îndepărtarea dioxidului de carbon 1-2 min.

2. Se răceşte până la aproximativ 60°C, se adaugă 25 ml apă bidistilată, 1 ml soluţie-tampon şi 15 picături de indicator negru eriocrom T.

3. Se titrează cu soluţie de complexon III până când culoarea virează de la roşu la albastru net.

**G. Calcul**

$$dGH = \frac{0{,}561 \cdot V_1 \cdot f}{V \cdot 10} \cdot 1000 \qquad (3.47)$$

unde: $V_1$ = ml soluţie de complexon 0,02 N folosiţi la titrare;

$f$ = factorul soluţiei de complexon III.

0,561 = echivalentul în mg CaO pentru 1 ml de soluţie de complexon 0,02 N;

$V$ = ml apă luată pentru determinare;

10 = echivalentul în mg CaO a unui grad de duritate german.

**H. Observaţii**

(a) Soluţia-tampon se adaugă pentru a obţine un $p$H = 10.

(b) Se poate folosi şi indicator solid: aproximativ 0,1 g de amestec format din 1 g Negru eriocrom T şi 100 g NaCl.

(c) În cazul unui consum de soluție de complexon care depășește 5 ml se va lua în lucru o cantitate mai mică de apă.

### 3.7.2. Determinarea durității temporare

**A. Generalități**

*Duritatea temporară* sau *carbonatată* (*dKH*) este determinată de prezența în apă a bicarbonaților de calciu și magneziu. Această duritate poate fi înlăturată prin fierbere, bicarbonații trecând în carbonați puțin solubili care cad în precipitat. Totuși, ulterior carbonații precipitați se redizolvă apoi în cea mai mare parte, mai ales în apele alcaline (cu *p*H>8,3) și duritatea temporară parțial crește din nou.

**B. Principiul metodei**

Neutralizarea bicarbonaților și carbonaților de calciu și magneziu prin titrare cu un acid mineral în prezența de indicator.

$$Ca(HCO_3)_2 + 2HCl = CaCl_2 + 2CO_2 + 2H_2O \quad (3.48)$$

$$MgCO_3 + 2HCl = MgCl_2 + CO_2 + H_2O \quad (3.49)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 300 ml.
2. Pipete de 5 ml.

**D. Reactivi**

1. *Acid clorhidric 0,1 N*: (vezi Determinarea alcalinității, Metoda 3.3, Secțiunea E).

2. *Metiloranj, soluție apoasă 0,1%*: (vezi Determinarea alcalinității, Metoda 3.3, Secțiunea E).

**E. Modul de lucru**

1. Se iau 100 ml din proba de apă şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer, se adaugă 2 picături de metiloranj.

2. Se titrează cu HCl 0,1 N până se obţine virajul de la galben-citrin la galben-portocaliu.

**F. Calcul:**

$$dKH = \frac{V \cdot f \cdot 2{,}8}{v \cdot 10} \cdot 1000 \qquad (3.50)$$

unde: $V$ = ml de HCl 0,1 N folosiţi la titrare;
$f$ = factorul soluţiei de HCl 0,1 N;
2,8 = echivalentul în mg CaO al unui ml de HCl 0,1 N;
$v$ = cantitatea de apă de analizat luată în lucru, în ml;
10 = mg CaO corespunzător unui grad de duritate.

## 3.7.3. Determinarea durităţii permanente

**A. Generalităţi**

*Duritatea permanentă* sau *necarbonată* (*dNKH*) este dată sărurile de calciu şi magneziu care persistă după descompunerea carbonaţilor şi bicarbonaţilor prin fierberea apei (cloruri, sulfaţi, azotaţi, fosfaţi etc.).

**B. Calcul**

Duritatea permanentă se obţine prin calcul, făcându-se diferenţa dintre duritatea totală şi duritatea temporară (Observaţia a):

$$dNKH = dGH - dKH \qquad (3.51)$$

unde: *dNKH* = duritate permanentă, în grade;
*dGH* = duritate totală, în grade;
*dKH* = duritate temporară, în grade.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**C. Observații**

(a) Dacă duritatea temporară este egală sau mai mare decât duritatea totală, consumul de HCl 0,1 N folosit la titrare se datorează alcalinității dată de hidroxizii și carbonații alcalini. În acest caz duritatea permanentă se determină astfel: se iau 200 ml apă de analizat, se introduc într-un balon cu fundul plat și se fierbe lent timp de 30 de minute. Se răcește, se completează volumul cu apă bidistilată, se filtrează printr-un filtru spălat de 2-3 ori cu apă bidistilată fierbinte. Se iau din filtrat 25 ml și se procedează ca pentru determinarea durității totale.

## 3.8. DETERMINAREA AMONIACULUI DIN APĂ

Amoniacul ($NH_3$) este un gaz toxic pentru hidrobionți, chiar și în cantități foarte mici. Acesta rezultă în apă din activitatea metabolică a organismelor vii (uree, acid uric, săruri amoniacale) sau din degradarea bacteriană anaerobă a substanțelor organice care conțin azot (proteine, aminoacizi, peptide). Amoniacul reprezintă primul stadiu de descompunere a substanțelor proteice și de aceea indică o poluare recentă cu materii organice, de ordinul orelor sau zilelor. Amoniacul este utilizat de către bacterioplancton, care îl oxidează, sau de către diatomee, care îl transformă în nitrați. Amoniacul disociază în apă, dând naștere ionilor de amoniu inofensivi, conform relației:

$$NH_3 + H_2O \leftrightarrow NH_4OH \leftrightarrow NH_4^+ + OH^- \qquad (3.52)$$

Echilibrul între amoniac și amoniu depinde de *p*H-ul apei. Astfel, creșterea valorii *p*H-ului duce la creșterea cantității de amoniac liber, în timp ce scăderea valorii *p*H-ului determină creșterea cantității ionilor de amoniu (tabelul 3.2).

La o valoare a *p*H-ului sub 6,5 nitrificarea stagnează, ceea ce înseamnă că amoniacul nu poate fi descompus prin acțiunea bacteriilor.

**Tabelul 3.2.** Variaţia concentraţiei amoniacului şi ionilor de amoniu în funcţie de *p*H (după Wührmann şi Wöker, 1948, din Mălăcea, 1969).

| *p*H | $NH_3$ | $NH_4^+$ |
|---|---|---|
| 6 | 0% | 100% |
| 7 | 1% | 99% |
| 8 | 4% | 96% |
| 9 | 25% | 75% |
| 10 | 78% | 22% |
| 11 | 96% | 4% |

Apele acide au, de regulă, un conţinut foarte ridicat în săruri de amoniu (30-40 mg/l), însă fără a fi toxice. Prin creşterea valorii *p*H-ului se poate produce o intoxicaţie acută a hidrobionţilor prin transformarea ionilor de amoniu netoxici în amoniac toxic. Prin urmare, acţiunea toxică a amoniacului este redusă în cazul unor valori mici ale *p*H-ului apei şi creşte pe măsură ce apa devine mai alcalină.

Toxicitatea amoniacului mai depinde de cantitatea de dioxid de carbon din apă, datorită influenţei pe care acesta îl are asupra *p*H-ului, creşterea concentraţiei de dioxid de carbon ducând la o scădere a toxicităţii amoniacului. Acţiunea nocivă a amoniacului este agravată, de asemenea, şi de deficitul în oxigen al apei.

Limitele de toxicitate pentru peşti variază între 0,2 mg $NH_3$/l (pui de păstrăv) şi 2 mg $NH_3$/l (crap), iar pentru nevertebratele acvatice între 0,2 mg $NH_3$/l pentru *Planaria alpina* şi 9 mg $NH_3$/l pentru *Perla*. Doza letală de amoniac pentru peşti este cuprinsă între 1 şi 2 mg/l şi diferă de la caz la caz, în funcţie de chimismul apei.

Concentraţia de amoniu prezintă variaţii mari şi se poate modifica brusc. Acesta este adesea forma dominantă a azotului anorganic în apele de suprafaţă după perioade marcate de înfloriri ale apelor, când fitoplanctonul a extras din apă cea mai mare parte a nitraţilor şi fosfaţilor. În procesul de asimilaţie de către fitoplancton, amoniul este utilizat cu precădere pentru sinteza proteinelor.

### 3.8.1. Metoda colorimetrică prin comparare cu scara de clorură de amoniu

**A. Generalități**

Această metodă a fost preluată din Ionescu *et al.* (1968) şi asigură o sensibilitate de 0,2 mg $NH_4^+$/l.

**B. Principiul metodei**

Amoniacul formează cu o soluție alcalină de reactiv Nessler un complex de culoare galbenă de amidoiodură mercurică ce se poate colorimetra:

$$NH_3 + 2K_2[HgI_4] + KOH \rightarrow NH_2Hg_2I_3 + 5KI + H_2O \qquad (3.53)$$

**C. Materiale necesare**

1. Tuburi colorimetrice de 50 ml.
2. Cilindru gradat de 100 ml cu dop.
3. Pipete de 2 ml.
4. Spectrofotometru care permite efectuarea măsurătorilor la o lungime de undă de 420 nm, folosind cuve cu parcursul optic de 1 cm.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Probele de apă pentru analiza amoniacului se prelevează în flacoane Erlenmeyer de 125 ml, clătite în prealabil cu apa de analizat. Determinarea amoniacului trebuie efectuată cât mai repede posibil, de preferat în primele 1-2 ore de la eşantionare. Dacă se impune o păstrare mai îndelungată (până la 24 ore), probele se conservă prin adăugarea a 1 ml $H_2SO_4$ concentrat sau a 2-4 ml cloroform la litru de probă. Păstrarea se va face în flacoane de sticlă închise ermetic la o temperatură de 3-4°C.

**E. Reactivi**

1. *Apă bidistilată, lipsită de amoniac.*

2. *Reactiv Nessler (tetraiodomercuriat de potasiu)*: 13,55 g clorură mercurică, $HgCl_2$, se dizolvă în 100 ml apă distilată, se adaugă 36 g KI şi, după agitare până la dizolvarea completă, se aduce la semn cu apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml. Această soluţie este stabilă. În momentul utilizării se adaugă NaOH ($d$ = 1,336) în aşa fel încât să se păstreze proporţia de 3,33 ml soluţie din balonul cotat la 1 ml soluţie de NaOH. Se păstrează în sticle de culoare brună, închise ermetic cu dop de cauciuc.

3. *Sare Seignette (tartrat dublu de sodiu şi potasiu), soluţie*: 392 g sare Seignette, $NaKC_4H_4O_6 \cdot 4\ H_2O$, se dizolvă prin agitare în 748 ml apă în care se adaugă 5,5 ml soluţie KOH 30% şi 4,5 ml soluţie NaOH 30%. Se omogenizează bine şi se lasă în repaus două zile. Se va evita agitarea flaconului în care se păstrează.

4. *Soluţie etalon de clorură de amoniu*: clorură de amoniu anhidră, $NH_4Cl$, de puritate analitică se usucă în prealabil la 100°C, din care se cântăresc 0,2972 g şi se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată într-un balon cotat de 100 ml. După dizolvare volumul se completează la semn cu apă bidistilată. 1 ml din această soluţie conţine 1 mg $NH_4^+$. Soluţia stoc rezultată se diluează în proporţie de 1:100 pentru ca 1 ml din această soluţie diluată să corespundă la 0,01 mg $NH_4^+$.

**F. Modul de lucru**

1. Se face în prealabil o *determinare calitativă* pentru care se iau 10 ml apă de analizat într-o eprubetă şi se adaugă 2-3 picături de reactiv Nessler. Dacă apare o coloraţie galbenă, ceea ce indică prezenţa amoniacului, se trece la determinarea cantitativă.

2. Se iau 50 ml probă de apă limpede şi incoloră şi se introduc într-un tub colorimetric. Se adaugă 2 ml soluţie de tartrat dublu de sodiu şi potasiu, 2 ml reactiv Nessler, se agită şi se lasă în repaus 10 min.

3. Simultan cu proba de analizat se pregăteşte scara colorimetrică de comparare de clorură de amoniu. Pentru aceasta soluţia etalon de clorură de amoniu, cu un conţinut de 0,05 mg $NH_4^+$/ml se repartizează într-o serie de tuburi Nessler şi se completează cu apă bidistilată conform tabelului 3.3.

**Tabelul 3.3.** Scara de etalonare pentru determinarea amoniacului.

| Soluție etalon de $NH_4Cl$, ml | Apă bidistilată, ml | Echivalentul în mg $NH_4^+$/l |
|---|---|---|
| 0 | 50 | 0 |
| 0,25 | 49,95 | 0,05 |
| 0,5 | 49,90 | 0,1 |
| 1,0 | 49,80 | 0,2 |
| 2,0 | 49,6 | 0,4 |
| 3,0 | 49,4 | 0,6 |
| 4,0 | 49,2 | 0,8 |
| 5,0 | 49 | 1,0 |

4. În fiecare tub care formează scara de comparare se introduc câte 2 ml soluție de tartrat dublu de sodiu și potasiu și 2 ml reactiv Nessler. Introducerea acestor reactivi se face simultan cu introducerea lor în proba de analizat.

5. După 10 minute proba de analizat se compară cu tuburile scării colorimetrice de comparare sau se citește extincția la spectrofotometru la 420 nm.

## 3.8.2. Metoda colorimetrică prin comparare cu scara de cromat-cobalt

### A. Generalități

Această procedură se bazează pe metoda prezentată în Ionescu *et al.* (1968) și asigură o sensibilitate de 0,2 mg $NH_4^+$/l.

### B. Principiul metodei

Principiul metodei este același ca și la Metoda 3.8.1, deosebirea constând doar în faptul că se folosește o altă scară de comparare.

### C. Materiale necesare

1. Tuburi colorimetrice de 50 ml.
2. Cilindru gradat de 100 ml cu dop.
3. Pipete de 2 ml.

BCU "VICTOR BABEȘ" UNIVERSITY LIBRARY

**D. Reactivi:**

1. *Soluţie etalon de cromat-cobalt*: 0,055 g cromat de potasiu şi 0,800 g azotat de cobalt se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată într-un balon cotat de 500 ml; se adaugă 5 ml HCl concentrat şi se aduce la semn cu apă bidistilată; culoarea acestei soluţii, tratată cu reactiv Nessler corespunde unei concentraţii de 1 mg $NH_4^+$/l. Scara de cromat-cobalt poate fi folosită maximum un an, cu condiţia de a se păstra la întuneric şi în tuburi bine închise.

2. *Reactiv Nessler*: (vezi Determinarea colorimetrică prin comparare cu scara de clorură de amoniu, Metoda 3.8.1, Secţiunea E).

3. *Tartrat dublu de sodiu şi potasiu (sare Seignette), soluţie*: (vezi Determinarea colorimetrică prin comparare cu scara de clorură de amoniu, Metoda 3.8.1, Secţiunea E).

**E. Modul de lucru**

1. Soluţia etalon de cromat-cobalt se repartizează într-o serie de tuburi Nessler şi se completează cu apă bidistilată cu cantităţile date în tabelul 3.4.

**Tabelul 3.4.** Scara de etalonare pentru determinarea amoniacului.

| Soluţie etalon cromat-cobalt, ml | Apă bidistilată, ml | Echivalentul în mg $NH_4^+$/l |
|---|---|---|
| 3 | 51 | 0 |
| 8,1 | 45,9 | 0,1 |
| 13,2 | 40,8 | 0,2 |
| 23,4 | 30,6 | 0,4 |
| 33,6 | 20,4 | 0,6 |
| 43,8 | 10,2 | 0,8 |
| 54 | 0 | 1 |

2. Proba de apă tratată ca în Metoda 3.8.1. se compară vizual cu această scară de etalonare (Observaţia a şi b).

**F. Observaţii**

(a) Probele de apă ce conţin peste 1,0 mg $NH_4^+$/l se diluează.

(b) În cazul apelor de analizat tulburi, acestea se floculează cu sulfat de aluminiu înainte de determinare și se filtrează. Când conținutul de amoniac depășește 5 mg/l este preferabil să se folosească metoda distilării.

## 3.9. DETERMINAREA NITRIȚILOR

### A. Generalități

Nitriții sunt produșii intermediari ai oxidării amoniacului de către bacteriile nitrificatoare (fam Nitrobacteriaceae). Ei pot rezulta și din reducerea nitraților de către bacteriile anaerobe. În plus, nitriții pot proveni în apă prin excreția lor de către fitoplancton în cazul în care concentrații ridicate de nitrați și fosfați determină apariția fenomenului de „înflorire" a apei. Nitriții sunt substanțe instabile care se oxidează formând nitrați sau se reduc formând amoniacul.

Nitriții sunt toxici pentru pești chiar în concentrații mici, deoarece oxidează hemoglobina din sânge la methemoglobină. În mod obișnuit concentrația nitriților în apă este scăzută (<0,2 mg $NO_2^-$/l). Valorile ridicate ale concentrației de nitriți în apă indică, în general, o impurificare cu ape reziduale care conțin substanțe organice azotoase în descompunere, incomplet mineralizate (vezi și Anexa 3).

Determinarea nitriților se bazează pe metoda prezentată în Mănescu *et al.* (1994). Sensibilitatea acestei metode este de 0,01 mg $NO_2^-$/l.

### B. Principiul metodei

Nitriții din apă diazotează în mediu acid cu sulfanilamida. Compusul diazoniu rezultat se combină cu N-(1-naftil)-etilendiamina dihidroclorică, formând un compus puternic colorat în roșu. Intensitatea colorației soluției rezultate se măsoară spectrofotometric la o lungime de undă de 543 nm.

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 125 ml.
2. Cilindru gradat de 50 ml.
3. Pipete gradate de 1 ml.
4. Spectrofotometru care permite efectuarea măsurătorilor la o lungime de undă de 543 nm, echipat cu cuve cu parcursul optic de 5 cm (sau cuve de 1 cm în cazul concentraţiilor mari).

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Înainte de utilizare sticlăria se clăteşte cu apa de analizat; se măsoară 50 ml de apă de analizat cu ajutorul unui cilindru gradat (sau o alicotă dacă apa conţine peste 0,5 mg $NO_2^-$/l şi se diluează cu apă distilată până la un volum de 50 ml) şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 125 ml. Deoarece în majoritatea cazurilor concentraţiile importante de nitriţi sunt asociate unei activităţi bacteriene intense, analiza nitriţilor se efectuează în cel mult câteva ore, preferabil imediat, după prelevare. Dacă probele nu pot fi analizate imediat, acestea se vor conserva prin adăugarea unor săruri de Hg(II) sau a 2-4 ml de cloroform. Păstrarea se face în flacoane de sticlă închise ermetic la o temperatură de 3-4°C.

**E. Reactivi**

1. *Sulfanilamidă, soluţie 1%*: 5 g sulfanilamidă cristalizată (sulfanilamidă albă), $NH_2$-$C_6H_4$-$SO_2$-$NH_2$, se dizolvă într-un amestec de 50 ml acid clorhidric concentrat ($d$ = 1,19) şi aproximativ 300 ml apă bidistilată. După dizolvare se completează volumul până la 500 ml cu apă distilată. Soluţia este stabilă mai multe luni.

2. *N-diclorhidrat de naftiletilendiamină, soluţie*: 0,5 g N-(1-naftil)-etilendiamină dihidroclorică, $C_{10}H_7$-NH-$CH_2$-$CH_2$-$NH_2$·2HCl, se dizolvă în 500 ml apă distilată. Se păstrează în sticlă brună la rece maximum o lună sau până ce s-a colorat în brun puternic.

3. *Soluţie etalon stoc pentru nitriţi*: nitritul de sodiu ($NaNO_2$) anhidru, de puritate analitică, se usucă în prealabil la 105°C timp de 1 oră, se cântăresc 1,5 g şi se dizolvă într-un balon cotat de 1000 ml cu

apă distilată (Observația a). După dizolvare se completează volumul până la semn cu apă distilată. Se păstrează în sticle de culoare brună în care s-a adăugat 1 ml de cloroform în calitate de conservant. Soluția este stabilă timp de câteva luni. 1 ml din această soluție conține 1 mg $NO_2^-$.

4. *Soluția etalon de lucru*: din soluția etalon stoc se ia 1 ml, se introduce într-un balon cotat de 1000 ml și se completează până la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluție conține 0,001 mg $NO_2^-$/l. Soluția etalon de lucru se folosește în aceeași zi.

**F. Modul de lucru**

1. În fiecare probă de 50 ml (Observația b) se adaugă 1 ml soluție de sulfanilamidă 1%, se amestecă și se lasă să reacționeze timp de 2-8 minute.

2. Se adaugă apoi 1 ml de soluție de N-(1-naftil)-etilendiamină, se amestecă din nou și se lasă în repaus 20-30 minute pentru dezvoltarea culorii.

3. Soluția rezultată se transferă în cuva spectrofotometrului cu parcursul optic de 1 cm și se măsoară extincția la lungimea de undă de 543 nm.

4. Valoarea obținută se raportează la scara de comparare care se întocmește conform tabelului 3.5.

Se lasă să reacționeze 20-30 minute apoi se citește extincția în aceleași condiții ca și proba. Cu valorile obținute se trasează curba de etalonare inserând pe abscisă concentrația în mg $NO_2^-$/l de apă și pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație.

**Tabelul 3.5.** Scara de etalonare pentru determinarea nitriților.

| Soluția etalon de lucru (ml) | 0 | 0,5 | 1,0 | 2,0 | 3,0 | 4,0 | 5,0 | 10, | 20,0 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Apă distilată (ml) | 50,0 | 49,5 | 49,0 | 48,0 | 47,0 | 46,0 | 45,0 | 40,0 | 30,0 |
| Sulfanilamidă (ml)* | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| N-(1-naftil)-etilendiamină (ml) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| Conc., în mg $NO_2^-$/l | 0 | 0,01 | 0,02 | 0,04 | 0,06 | 0,08 | 0,10 | 0,20 | 0,40 |

* După adăugarea sulfanilamidei se lasă un minut să reacționeze

**G. Calcul** (Observaţia c)

$$NO_2^- \text{ (mg/l)} = \frac{C \cdot 50}{V} \qquad (3.54)$$

unde: $C$ = concentraţia în mg $NO_2^-$ citită pe curba de etalonare;
$V$ = volumul de apă de analizat luat în lucru, exprimat în ml.

**H. Observaţii**

(a) La prepararea soluţiilor se foloseşte apă distilată liberă de nitriţi.

(b) Turbiditatea apei de analizat se înlătură prin adăugare de $Al(OH)_3$ şi filtrare ulterioară.

(c) Rezultatele se pot exprima şi în μg-at $NO_2^-$–N/l, ţinând cont de faptul că 1 μg-at $NO_2^-$–N/l = 14,008 μg $NO_2^-$/l sau 1 μg $NO_2^-$/l = 0,07138 μg-at $NO_2^-$–N/l.

## 3.10. DETERMINAREA NITRAŢILOR

**A. Generalităţi**

Nitraţii rezultă în apă în urma mineralizării substanţelor organice azotoase de către nitrat-bacterii. Pot proveni şi din azotul molecular sub acţiunea radiaţiilor ultraviolete şi a descărcărilor electrice din atmosferă (proces fotochimic). Deoarece nitraţii sunt săruri utilizate de producătorii primari în sinteza proteinelor, cantitatea acestora reprezintă un factor limitativ pentru dezvoltarea fitoplanctonului. În epilimnion concentraţia nitraţilor este influenţată de existenţa unor curenţi ascendenţi care să transporte nitraţii din păturile profunde, de intensitatea oxidărilor microbiene a amoniului şi de rata de asimilaţie de către producătorii primari. Dacă lumina pătrunde la o adâncime suficient de mare, rata de asimilaţie a nitraţilor este de regulă mai mare decât aportul din apele de adâncime. Din acest motiv, concentraţia

nitraților în apele de suprafață a majorității lacurilor este aproape de zero. În lacurile adânci, unde răcirea apelor de suprafață în timpul iernii produce o amplă circulație verticală, concentrația nitraților urmează o anumită periodicitate cu valori maxime în timpul toamnei, iernii și începutul primăverii și valori minime primăvara și vara.

Concentrația medie a nitraților din apele de suprafață este sub 0,36 $NO_3^-$/l (Dussart, 1966). În apele în care oxigenul este consumat în urma proceselor microbiene de mineralizare a materiilor organice, are loc un proces de denitrificare, în urma căruia o parte din nitrați sunt reduși la azot molecular.

Determinarea nitraților se bazează pe metoda prezentată în Ionescu *et al.* (1968). Sensibilitatea acestei metode este de 0,02 mg $NO_3^-$/l.

**B. Principiul metodei**

Nitrații din apă reacționează cu acizii fenol-sulfonici, formând nitro-derivați de culoare galbenă. Extincția soluției rezultate se măsoară spectrofotometric la o lungime de undă de 410 nm.

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 125 ml.
2. Pipetă sau biuretă de 10 ml.
3. Capsule de porțelan de 50 ml.
4. Baie de apă.
5. Baghete de sticlă.
6. Baloane cotate de 20 ml.
7. Spectrofotometru care permite efectuarea măsurătorilor la o lungime de undă de 410 nm, echipat cu două cuve cu drumul optic cuprins între 1 și 5 cm.

**D. Procedura de prelevare și conservare a probelor**

Probele de apă de analizat se prelevează în flacoane Erlenmeyer de 125 ml. Înaintea luării probelor flacoanele se spală obișnuit, după care se spală cu apă bidistilată și apoi se clătesc de câteva ori cu apa de analizat. Pentru a preveni unele variații ale concentrației nitraților ca

urmare a activităţii biologice, probele trebuiesc analizate imediat după recoltarea probelor de apă. În cazul în care acest lucru nu este posibil, se adaugă 2-4 ml cloroform la fiecare 1000 ml probă de apă şi se păstrează la o temperatură de 2-5°C până la efectuarea determinării. Păstrarea se va face numai în recipiente de sticlă cu dopul strâns înşurubat (de preferat cu căptuşeală interioară de teflon). În cazul unor concentraţii ridicate de fitoplancton probele trebuiesc filtrate înaintea analizei.

**E. Reactivi**

1. *Acid fenol-disulfonic*: 12 g fenol cristalizat, purificat prin distilare, se dizolvă în 144 g $H_2SO_4$ concentrat, fiert în prealabil pentru îndepărtarea nitraţilor.

2. *Amoniac, soluţie 25%.*

3. *Soluţie etalon de bază pentru nitraţi*: 1,631 g azotat de potasiu, $KNO_3$, se usucă în etuvă la 105-110°C până la greutate constantă şi se trece cantitativ într-un balon cotat de 1000 ml, după care se aduce la semn cu apă distilată (Observaţia a).

4. *Soluţie etalon de lucru*: o cantitate de 1 ml din soluţia etalon de bază se diluează cu apă distilată la 100 ml; 1 ml din această soluţie diluată conţine 0,01 mg $NO_3^-$.

**F. Modul de lucru**

1. Se iau cu o pipetă sau cu o biuretă 10 ml apă de analizat (Observaţiile b şi c) şi se trec într-o capsulă de porţelan curată, după care se evaporă la sec pe baia de apă.

2. În paralel, în alte două capsule de porţelan similare se iau între 1 mm şi 10 ml soluţie etalon de lucru de $KNO_3$ şi după completare cu apă distilată până la 10 ml se evaporă, de asemenea, la sec pe baia de apă.

3. Capsulele se scot din baia de apă şi se lasă să se răcească la temperatura camerei.

4. După răcire în fiecare din cele trei capsule se adaugă câte 1 ml reactiv acid fenol-disulfonic şi se dizolvă reziduurile rămase prin omogenizarea cu o baghetă de sticlă prin mişcări rotative uşoare.

4. Se lasă amestecurile în repaus aproximativ 15-20 minute şi se adaugă în fiecare capsulă câte 5 ml apă distilată şi apoi 10 ml amoniac.

6. Amestecurile se transferă cantitativ în baloane cotate de 20 ml şi se aduc la semn cu apă distilată.

7. Se măsoară extincția probei de analizat la lungimea de undă de 410 nm în cuve de 10 mm.

**G. Calcul**

Prin măsurarea extincției la 410 nm a celor două probe martor se trasează curba de etalonare. Extincția probei de analizat se raportează la curba de etalonare (Observația d).

**H. Observații**

(a) La prepararea soluțiilor se foloseşte apă distilată liberă de nitrați.

(b) Apele tulburi sau colorate se tratează înaintea analizei cu câte 2 ml soluție de sulfat de aluminiu 5% pentru fiecare 50 ml apă de analizat. Se lasă în repaus până la limpezire, iar din lichidul limpede se ia cantitatea de apă necesară pentru analiză.

(c) Apele cu un conținut de cloruri peste 50 mg/l se tratează înaintea analizei cu o soluție de sulfat de argint, conținând 4,397 g/l (1 ml soluție corespunde la 1 mg $Cl^-$) având grijă să nu rămână sulfat de argint în exces. Nitrații se determină în proba filtrată.

(d) Nitriții pot interfera analiza atunci când conținutul lor depăşeşte 1 mg $NO_2^-$/l.

## 3.11. DETERMINAREA FOSFAŢILOR

### A. Generalităţi

Fosfaţii se numără printre cele mai importante substanţe nutritive. Fosfaţii provin în apă în urma levigării acestor săruri din rocile bogate în astfel de compuşi (de exemplu, din depozitele de guano). În ultima vreme o cantitate mare de fosfaţi ajunge în apă ca urmare a poluării cu ape reziduale industriale, cu pesticide, îngrăşăminte minerale şi detergenţi. Concentraţia de fosfor solubil din apele de suprafaţă poate varia de la mai puţin de 1 μg $PO_4^{3-}$/l şi până la 208 mg $PO_4^{3-}$/l (Dussart, 1966). În epilimnion cantitatea fosforului solubil este, în general, mult mai redusă. În aceste pături superioare fosfaţii sunt utilizaţi de către fitoplancton pentru sinteza compuşilor organici şi transferaţi de-a lungul lanţurilor trofice. După moartea şi descompunerea organismelor o parte din fosfor este din nou eliberat în apă. Acest proces de asimilaţie şi eliberare a fosforului, împreună cu deplasarea maselor de apă, determină ample variaţii sezoniere ale distribuţiei acestui element. Prin rolul pe care îl au în dezvoltarea fitoplanctonului fosfaţii favorizează fenomenul de eutrofizare a apelor.

În ape fosforul anorganic este prezent sub forma ionilor acidului ortofosforic ($H_3PO_4$), din care aproximativ 10% sunt ioni $PO_4^{3-}$, iar restul ioni $HPO_4^{2-}$. În apele eutrofe sau în apele poluate cu detergenţi pot fi prezenţi şi compuşi ai acizilor difosforic ($H_4P_2O_7$) şi polifosforic (cu catene –P–O–P–). Fosforul organic este reprezentat în apele de suprafaţă sub forma unor produşi ai degradării şi excreţiei organismelor vii, cum ar fi fosfolipidele, fosfonucleotidele şi derivaţii lor.

### B. Principiul metodei

Fosfaţii din proba de apă reacţionează cu molibdatul de amoniu formând fosfomolibdatul de amoniu. În prezenţa unui reducător complexul rezultat se colorează în albastru, iar intensitatea culorii se măsoară spectrofotometric la 640 nm.

**C. Materiale necesare**

1. Recipiente de sticlă de 130 ml cu dop înşurubat.
2. Tuburi colorimetrice de 50 ml.
3. Capsule de porțelan.
4. Pipete gradate de 1 ml.
5. Spectrofotometru capabil să facă citiri în domeniul albastru (cca. 640 nm) folosind cuve cu parcursul optic de 1 cm.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Pentru prelevarea probelor se vor folosi numai vase de sticlă, deoarece cele de polietilenă pot adsorbi fosfații pe pereții recipientelor. Vasele de 130 ml destinate recoltării probelor se clătesc în prealabil de două ori cu apa de analizat şi apoi se umplu complet cu proba de apă. Pe cât posibil probele pentru fosfați trebuiesc analizate cât mai repede după prelevare, de preferat în primele 30 minute după colectare, dar nu mai târziu de 2 ore. În acest interval probele trebuiesc ținute într-un loc răcoros şi întunecat. În cazul în care analiza nu se poate efectua în mai puțin de o oră de la prelevare, probele filtrate în prealabil pot fi păstrate până la 24 ore în recipiente de sticlă cu dop înşurubat căptuşite cu teflon într-un loc întunecos la 2-5°C. Conservarea se poate face cu 2-4 ml cloroform ($CHCl_3$) la fiecare 1000 ml de probă.

**E. Reactivi**

1. *Soluție de molibdat de amoniu*: 5 g heptamolibdat de amoniu, $(NH_4)_6Mo_7O_{24}{\cdot}4H_2O$, de puritate analitică, se dizolvă în câțiva ml de apă distilată într-un balon cotat de 100 ml, se adaugă 3 ml $H_2SO_4$ concentrat şi se completează la semn cu apă distilată. Se păstrează în recipiente de plastic într-un loc ferit de acțiunea directă a razelor solare. Soluția este stabilă un timp nelimitat.

2. *Acid azotic concentrat* (70%, $d = 1{,}41$).

3 *Acid sulfuric concentrat* ($d = 1{,}84$).

4 *Etalon pentru fosfați, soluție stoc*: 1,432 g fosfat monopotasic, $KH_2PO_4$, de puritate analitică, se dizolvă în câțiva ml de apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml, se completează apoi la semn cu apă

distilată. 1 ml din această soluţie conţine 1 mg $PO_4^{3-}$/l. Soluţia etalon stoc poate fi păstrată în recipiente de sticlă brună mai multe luni.

5. *Soluţia etalon de lucru*: din soluţia etalon stoc se ia 1 ml, se introduce într-un balon cotat de 100 ml şi se completează până la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluţie corespunde unei concentraţii de 0,01 mg $PO_4^{3-}$/l. Soluţia etalon de lucru se foloseşte în aceeaşi zi.

6. *Soluţia reducătoare*: 0,1 g acid 1-amino-2-naftol-4-sulfonic, 0,6 g sulfit de sodiu anhidru şi 6 g metabisulfit de sodiu se dizolvă în apă într-un balon cotat de 50 ml şi se completează la semn cu apă distilată. Se păstrează la rece şi întuneric timp de maximum 5 luni.

**F. Modul de lucru**

1. Pentru îndepărtarea siliciului din apă, se iau 50 ml de apă de analizat, se evaporă la sec pe baia de apă, iar reziduul se antrenează cu 0,5 ml acid azotic concentrat şi se evaporă din nou.

2. Se adaugă 20 ml apă distilată şi se filtrează în altă capsulă, spălând de câteva ori capsula în care s-a evaporat şi filtrul cu apă distilată. Filtratul se evaporă din nou pe baia de apă în prezenţa a 5-6 picături de acid azotic concentrat. Reziduul se antrenează cu circa 20 ml apă distilată în care s-au adăugat 5-6 picături de acid sulfuric concentrat.

3. Se filtrează într-un tub colorimetric de 50 ml, spălând capsula şi filtrul cu apă distilată şi se completează la semn cu apă distilată. Se adaugă 3,5 ml molibdat de amoniu şi 1,5 ml soluţie reducătoare şi se lasă în repaus 5 minute pentru apariţia culorii.

4. Se citeşte extincţia la spectrofotometru la lungimea de undă de 640 nm în cuva cu parcursul optic de 1 cm.

**G. Calcul** (Observaţia a)

Valoarea extincţiei probei se raportează la curba de etalonare care se întocmeşte conform tabelului 3.6.

După fiecare adăugare de reactiv tuburile se agită, apoi se lasă în repaus 5 minute după care se citeşte extincţia la spectrofotometru în aceleaşi condiţii ca şi proba. Cu valorile obţinute se trasează curba de

etalonare inserând pe abscisă concentrația în mg $PO_4^{3-}$/l de apă și pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație.

**Tabelul 3.6.** Scara de etalonare pentru determinarea fosfaților.

| Soluția etalon de lucru (ml) | 0 | 0,25 | 0,5 | 1,0 | 1,5 | 2,0 | 2,5 | 5,0 | 10,0 | 25,0 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Apă distilată (ml) | 50,0 | 49,75 | 49,5 | 49,0 | 48,5 | 48,0 | 47,5 | 45,0 | 40,0 | 25,0 |
| Soluție molibdat (ml) | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 3,5 |
| Soluție reducătoare (ml) | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 |
| Conc., în mg $PO_4^{3-}$/l | 0 | 0,05 | 0,1 | 0,2 | 0,3 | 0,4 | 0,5 | 1,0 | 2,0 | 5,0 |

**H. Observații**

(a) Rezultatele se pot exprima și în µg-at $PO_4^{3-}$–P/l, ținând cont de faptul că 1 µg-at $PO_4^{3-}$–P/l = 30,975 µg $PO_4^{3-}$/l sau 1 µg $PO_4^{3-}$/l = 0,03228 µg-at $PO_4^{3-}$–P/l.

## 3.12. DETERMINAREA OXIGENULUI DIZOLVAT ÎN APĂ

Oxigenul din apă provine din difuzia oxigenului atmosferic și în urma procesului de fotosinteză a plantelor acvatice. Cantitatea de oxigen dizolvat în apă depinde de gradul de agitație a apei, de temperatura apei, de presiunea atmosferică, de conținutul de săruri și substanțe oxidabile și de abundența hidrobionților (vezi Anexele 5-8).

Cantitatea de oxigen dizolvat reprezintă un indicator deosebit de important pentru monitorizarea modificărilor ce rezultă în urma desfășurării fenomenelor naturale sau a activității omului. Concentrația oxigenului dizolvat în apă are implicații majore în procesul de descompunere biochimică a materiilor organice, a oxidării unor substanțe minerale și popularea cu organisme a biocenozelor acvatice. De asemenea, scăderea oxigenului reduce capacitatea de autopurificare a apelor naturale, favorizând persistența poluărilor cu toate consecințele nedorite (Mălăcea, 1969).

Cantitatea de oxigen dizolvat în apă poate varia între 0 şi 14,6 mg/l, dar cel mai adesea se situează în domeniul 1,4-8,6 mg/l. Concentraţia minimă admisă de oxigen dizolvat în apă este de 3-5 mg/l (vezi Anexa 3).

Determinarea concentraţiei de oxigen dizolvat în apă se poate face atât prin metoda iodometrică Winkler (SR ISO 25813/2000), cât şi prin metoda electrometrică (SR ISO 25814/1999).

### 3.12.1. Determinarea iodometrică a conţinutului de oxigen dizolvat („metoda Winkler")

**A. Generalităţi**

Cu toate metoda descrisă de Winkler datează încă din 1888, ea rămâne şi în prezent cea mai sigură, cea mai precisă şi cea mai larg utilizată modalitate de măsurare a cantităţii de oxigen dizolvat în apă (Carpenter, 1965).

Precizia măsurătorilor prin metoda iodometrică (metoda Winkler) este de 0,02 mg/l (Downing & Rigler, 1984). Procedeul descris mai jos reprezintă o variantă modificată a metodei clasice Winkler.

**B. Principiul metodei**

Oxigenul dizolvat în apă este fixat pe hidroxidul manganos, format în prealabil prin reacţia dintre clorura manganoasă şi hidroxidul de sodiu, rezultând hidroxidul manganic:

$$MnCl_2 + 2NaOH \rightarrow \underset{\text{precipitat alb}}{Mn(OH)_2} + 2NaCl \qquad (3.55)$$

$$4Mn(OH)_2 + O_2 + 2H_2O \rightarrow \underset{\text{precipitat brun}}{4Mn(OH)_3} \qquad (3.56)$$

În prezenţa acidului clorhidric hidroxidul manganic reacţionează cu iodura de potasiu, punând în libertate iodul în cantitate echivalentă cu cantitatea de oxigen dizolvat în apă:

$$2Mn(OH)_3 + 6HCl \rightarrow 2MnCl_3 + 6H_2O \quad (3.57)$$

$$2MnCl_3 + 2KI \rightarrow 2MnCl_2 + 2KCl + I_2 \quad (3.58)$$

Iodul se titrează apoi cu tiosulfat de sodiu în prezența amidonului:

$$I_2 + 2Na_2S_2O_3 \rightarrow Na_2S_4O_6 + 2NaI \quad (3.59)$$

**C. Materiale necesare**

1. Sticle speciale Winkler sau sticle de recoltare cu volum cunoscut (100-150 ml). Sticlele utilizate pentru determinarea oxigenului dizolvat trebuie să aibă fundul plat și să se astupe cu dop rodat, tăiat oblic. Volumul fiecărei sticle trebuie determinat separat cu o precizie de ±0,1 ml. Fiecare sticlă se folosește doar cu dopul cu care s-a determinat volumul său.
2. Pipete gradate de 1 și 5 ml.
3. Pipetă de 25 ml sau biuretă de 50 ml cu diviziuni de 0,05 ml sau mai puțin.
4. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml (preferabil flacoane al căror fund și o jumătate din pereții laterali sunt vopsite în exterior cu alb).

**D. Procedura de prelevare și conservare a probelor**

Înainte de eșantionare sticlele Winkler se clătesc de două ori cu apa de analizat. Proba de apă se introduce prin sifonare pe fundul sticlei Winkler pentru a diminua pe cât posibil contactul cu aerul. Sticlele Winkler se umplu complet înainte de a fi astupate cu dop. Analiza trebuie efectuată într-un interval de maximum o oră de la prelevare, deoarece are loc pierderea oxigenului datorită încălzirii probei la temperatura camerei sau datorită respirației microorganismelor din probă. De asemenea, în acest interval proba trebuie ținută la întuneric pentru a împiedica îmbogățirea probei în oxigen datorită fotosintezei de către fitoplanctonul care poate fi prezent în apa de analizat. Dacă

probele nu pot fi analizate imediat după prelevare, în sticla Winkler se introduc clorura manganoasă şi iodura alcalină, iar conţinutul sticlei se amestecă prin răsturnarea ei de câteva ori. După adăugarea celor doi reactivi proba poate fi păstrată un timp nelimitat.

**E. Reactivi**

1. *Clorură manganoasă 40%*: 40 g $MnCl_2 \cdot 4H_2O$ se dizolvă în 100 ml de apă distilată, fiartă şi răcită în prealabil; soluţia se păstrează la rece, într-o sticlă de culoare brună.

2. *Amestec de hidroxid de sodiu şi iodură de potasiu*: 33 g NaOH şi 15 g KI se dizolvă în câţiva ml de apă într-un balon cotat de 100 ml, apoi se completează la semn cu apă bidistilată.

3. *Acid clorhidric concentrat* ($d = 1{,}19$).

4. *Tiosulfat de sodiu 0,01 N*: 2,9 g $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ (p.a.) şi 0,1 g $Na_2CO_3$ se dizolvă în 1000 ml apă bidistilată fiartă şi răcită, apoi se conservă cu 5 ml cloroform sau 1 g NaOH pentru 1 litru de soluţie. Factorul soluţiei se stabileşte faţă de o soluţie de bicromat de potasiu 0,1 N.

5. *Amidon, soluţie 1%*: 1 g amidon solubil se introduce într-un balon cotat de 100 ml şi se amestecă cu câţiva ml de apă bidistilată rece până se obţine o pastă, apoi se completează la semn cu apă bidistilată fierbinte.

**F. Modul de lucru**

1. Sticla Winkler se umple la refuz cu apa de analizat având multă grijă ca aceasta să nu se barboteze în timpul manipulărilor. Imediat se introduc cu o pipetă pe fundul sticlei 1 ml amestec alcalin de iodură de potasiu şi 1 ml de clorură manganoasă (Observaţia a şi b). Se astupă flaconul cu dopul umectat cu apă astfel ca să nu rămână vreo bulă de aer. Conţinutul flaconului se omogenizează prin răsturnarea lui de câteva ori.

2. După depunerea completă a precipitatului se deschide flaconul şi se introduc pe fundul sticlei 3 ml de HCl concentrat fumans

(Observația c). Se pune dopul și se amestecă bine, până ce precipitatul se dizolvă complet.

3. Se trece conținutul cantitativ într-un flacon Erlenmeyer, picăturile de reactiv rămase pe dop și pe sticla Winkler se antrenează cu puțină apă distilată în același flacon și se titrează cu tiosulfat 0,01 N până ce se obține o colorație galben-pai, apoi se adaugă câteva picături (cca. 0,5 ml) de soluție de amidon pentru a obține o culoare albastră sau violaceu-închisă și se continuă titrarea până la decolorarea completă a soluției (Observația d).

**G. Calcul** (Observația e)

$$O_2\ (mg/l) = \frac{V \cdot f \cdot 0{,}08 \cdot}{V_W - 2} \cdot 1000 = \frac{V \cdot f \cdot 80}{V_W - 2} \qquad (3.60)$$

unde: $V$ = ml soluție de tiosulfat de sodiu 0,01 N folosiți la titrare;
$f$ = factorul soluției de tiosulfat de sodiu 0,01 N;
0,08 = echivalentul în mg $O_2$ a unui ml de soluție de tiosulfat 0,01 N;
$V_W$ = volumul sticlei Winkler, în ml;
2 = volumul reactivilor introduși pentru fixarea oxigenului, în ml.

**H. Observații**

(a) Pentru aceasta se introduce vârful pipetei la cca. 1 cm sub suprafața apei și se lasă ca reactivii, care au densitate mai mare, să cadă pe fundul sticlei Winkler. De asemenea, trebuie avut grijă ca pipeta cu care se adaugă amestecul alcalin să nu prezinte urme de clorură manganoasă, deoarece pipeta se poate înfunda din cauza formării precipitatului înăuntrul ei sau soluția de iodură alcalină poate fi compromisă.

(b) Dacă apa de analizat conține mult $CO_2$ se vor introduce câte 2 ml de reactanți.

(c) Deoarece acidul are o densitate mai mare, se introduce doar vârful pipetei sub suprafaţa lichidului şi se lasă ca acesta să cadă pe fund. Soluţia care se varsă nu conţine oxigen, acesta fiind legat de precipitat depus pe fundul sticlei.

(d) Iodul liber se poate determina şi spectrofotometric prin măsurarea absorbanţei la 287,5 nm.

(e) Rezultatele se pot exprima şi în ml/l, ţinând cont de faptul că 1 ml $O_2$/l = 1,42903 mg $O_2$/l apă sau 1 mg $O_2$/l apă = 0,699 ml $O_2$/l sau în mg-at $O_2$/l, ţinând cont de faptul că 1 mg-at $O_2$/l = 0,0625 mg $O_2$/l sau 1 mg $O_2$/l = 16,00 mg-at $O_2$/l.

## 3.12.2. Determinarea gradului de saturaţie în oxigen

### A. Generalităţi

*Gradul de saturaţie* al apei în oxigen reprezintă raportul între cantitatea de oxigen găsită în proba de apă analizată şi cantitatea de oxigen dizolvat în apă în condiţii de saturaţie. În cazul în care acest raport este mai mic de 100% vorbim de un *deficit de oxigen* şi care este cu atât mai mare cu cât procesul de respiraţie al organismelor din apă este mai intens. În cazul în care raportul este mai mare de 100% vorbim de o *suprasaturaţie* a apei în oxigen şi care se datorează în special unui proces intens de fotosinteză realizat de către algele planctonice. Gradul de saturaţie în oxigen are o mare importanţă în caracterizarea saprobiologică a unei ape: cu cât deficitul de oxigen este mai mare cu atât nivelul poluării apei este mai crescut.

### B. Principiul metodei

Calculul raportului dintre cantitatea de oxigen din apa de analizat determinată prin metoda Winkler şi cantitatea de oxigen în condiţii de saturare la temperatura apei de analizat.

**C. Modul de lucru**

1. Se determină cantitatea de oxigen dizolvat în apă, prin Metoda 3.12.1.

2. Cunoscându-se valorile temperaturii apei de analizat (Metoda 2.1), din tabelul din Anexa 5 se extrage valoarea concentrației oxigenului dizolvat în condiții de saturație.

**D. Calcul:**

$$Grad\ de\ saturatie\ (\%) = \frac{A}{B} \cdot 100 \qquad (3.61)$$

unde: $A$ = cantitatea de oxigen găsit în apă;

$B$ = concentrația în oxigen a apei în condiții de saturație la temperatura apei de analizat (conform Anexei 5).

## 3.13. DETERMINAREA CONSUMULUI BIOCHIMIC DE OXIGEN DIN APĂ ($CBO_5$)

**A. Generalități**

Din cauza deversării în apă a reziduurilor, în special de natură organică, acestea se descompun pe seama oxigenului dizolvat, lipsind flora și fauna acvatică de oxigenul necesar menținerii și dezvoltării acestora.

Prin *consum biochimic de oxigen* (CBO) se înțelege cantitatea de oxigen consumată de către microorganisme pentru oxidarea biochimică a substanțelor organice prezente în apă, într-un anumit interval de timp. Timpul standard de incubare, conform SR EN 1899-2/2002, este de 5 zile ($CBO_5$) la temperatura de 20°C.

B.C.U. "M. EMINESCU" IAȘI

**B. Principiul metodei**

Determinarea cantităţii de oxigen consumat timp de 5 zile de către microorganismele din apă, prin diferenţa dintre cantitatea de oxigen găsită în proba de apă imediat după recoltare şi după 5 zile de la recoltare. Determinarea $CBO_5$ se face pe proba de apă nediluată sau, în cazul apelor cu un conţinut bogat de substanţe organice, pe o probă diluată în proporţii cunoscute, cu apă saturată în oxigen.

**C. Materiale necesare**

1. Sticle Winkler sau flacoane de incubare din sticlă cu volum cunoscut (de 100-125 ml sau de 250-300 ml), cu dop rodat, tăiat oblic şi cu umerii drepţi (vezi Determinarea oxigenului dizolvat, Metoda 3.12.1, Secţiunea C).
2. Pipete gradate de 1 şi 2 ml.
3. Pipetă de 25 ml sau biuretă de 50 ml.
4. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml.
5. Baloane cotate de 500 şi 1000 ml.
6. Etuvă termostatată, care să poată fi menţinută la o temperatură de 20°C ±1°C.
7. Echipament de aerare.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Prelevarea probelor se face în mod asemănător cu cea pentru determinarea oxigenului dizolvat în apă (vezi Metoda 3.12.1, Secţiunea D). Se recomandă ca determinarea CBO să se facă cât mai repede posibil, în cel mult 24 ore de la colectarea probei. Până la efectuarea analizei probele se vor păstra în sticle Winkler umplute complet şi astupate cu dop, la o temperatură scăzută (0-4°C). Dacă probele nu pot fi analizate în decurs de 24 ore de la recoltare acestea se vor congela până la efectuarea analizei. După dezgheţare probele se vor omogeniza şi se vor folosi numai cu adaos de apă pentru însămânţare.

**E. Reactivi**

1. *Clorură manganoasă 40%*: (vezi Determinarea iodometrică a conținutului de oxigen dizolvat, Metoda 3.12.1, Secțiunea E).

2. *Amestec de hidroxid de sodiu și iodură de potasiu*: (vezi Determinarea iodometrică a conținutului de oxigen dizolvat, Metoda 3.12.1, Secțiunea E).

3. *Acid clorhidric concentrat* ($d$ = 1,19).

4. *Tiosulfat de sodiu 0,01 N*: (vezi Determinarea iodometrică a conținutului de oxigen dizolvat, Metoda 3.12.1, Secțiunea E).

5. *Amidon, soluție 1%*: (vezi Determinarea iodometrică a conținutului de oxigen dizolvat, Metoda 3.12.1, Secțiunea E).

6. *Soluție-tampon de fosfați* (pH = 7,2): 8,5 g dihidrogenofosfat de potasiu, $KH_2PO_4$, 21,75 g hidrogenofosfat de dipotasiu, $K_2HPO_4$, 33,4 g fosfat disodic heptahidratat, $Na_2HPO_4 \cdot 7H_2O$ și 1,7 g clorură de amoniu, $NH_4Cl$, se dizolvă în 1000 ml apă distilată într-un balon cotat.

**F. Modul de lucru**

A. *Determinarea pe proba de apă nediluată* (se aplică pentru apele la care consumul de oxigen în timpul incubării este cuprins între 0,5 și 6 mg/l sau este mai mic de 70% din cantitatea de oxigen dizolvat în proba inițială).

1. Proba de apă se aduce la o temperatură de 20±1°C și se aerează dacă este necesar.

2. Pentru fiecare probă se umplu cu apa de analizat câte două sticle Winkler cu volum cunoscut, în aceleași condiții ca și pentru determinarea oxigenului dizolvat.

3. Într-una dintre sticle se fixează imediat oxigenul prin adăugare de clorură manganoasă și amestec alcalin de iodură de potasiu (vezi Determinarea oxigenului dizolvat, Metoda 3.12.1, Secțiunea F, punctul 1), iar cea de a doua sticlă se păstrează la întuneric, la temperatura de 20°C, timp de 5 zile ± 4 h.

4. În sticla în care s-a fixat oxigenul se efectuează determinarea conform procedeului descris la determinarea oxigenului dizolvat (Metoda 3.12.1, Secțiunea F, punctele 2 și 3).

**Tabel. 3.7.** Diluţii tipice pentru determinarea $CBO_5$.

| Valoarea estimată a $CBO_5$ (mg/l) | Factorul de diluţie[1] | Apa de diluţie[2] |
|---|---|---|
| 3-6 | Între 1,1 şi 2 | R |
| 4-12 | 2 | R, E |
| 10-30 | 5 | R, E |
| 20-60 | 10 | E |
| 40-120 | 20 | S |
| 100-300 | 50 | S, C |
| 200-600 | 100 | S, C |
| 400-1200 | 200 | I, C |
| 1000-3000 | 500 | I |
| 2000-6000 | 1000 | I |

[1] Volumul probei diluate/volumul probei de analizat.

[2] R – apă de râu; E – apă menajeră reziduală epurată prin procese biologice, S – apă reziduală supusă numai treptei mecanice de epurare sau efluent industrial uşor contaminat; C – apă reziduală neepurată; I – efluent industrial puternic contaminat.

5. După 5 zile se determină oxigenul dizolvat în cea de-a doua sticlă, în aceleaşi condiţii ca şi pentru prima sticlă.

B. *Determinarea pe proba de apă diluată* (se aplică pentru apele la care consumul de oxigen în timpul incubării este cuprins între 3 şi 6000 mg/l).

1. Într-un balon cotat de 1000 ml se introduce apa de diluţie (Observaţia a) saturată în oxigen, aproximativ 1/2 din balon, apoi se adaugă apa de analizat în cantitate anumită (Tabelul 3.7 şi Observaţiile b şi c), 1 ml din soluţia-tampon de fosfat şi se completează la semn cu apa de diluţie (Observaţia d).

2. Se omogenizează uşor, se aduce la o temperatură de 20±1°C şi se aerează timp de cel puţin 1 oră la aceeaşi temperatură.

3. Se umplu cu ajutorul unui sifon două sticle Winkler cu volum cunoscut, în aceleaşi condiţii ca pentru determinarea oxigenului dizolvat.

4. Într-una dintre sticle se determină imediat oxigenul dizolvat (vezi Metoda 3.12.1, Secţiunea F), iar cea de a doua sticlă se pune la

incubat timp de 5 zile ± 4 h, la întuneric și la 20°C, după care se determină oxigenul dizolvat.

5. Paralel cu probele se determină $CBO_5$ pentru apa de diluție în aceleași condiții ca și proba. Apa de diluție nu trebuie să aibă un consum propriu de oxigen mai mare de 0,2 mg/l.

**G. Calcul** (Observația e)

A. *Determinarea pe proba de apă nediluată* (Observația f)

$$CBO_5 \text{ (mg/l)} = A - B \tag{3.62}$$

unde: $A$ = concentrația oxigen dizolvat existentă în proba de apă în momentul recoltării, în mg/l;

$B$ = concentrația de oxigen dizolvat găsită în proba de apă după 5 zile, în mg/l.

B. *Determinarea pe proba de apă diluată* (Observația g)

$$CBO_5 \text{ (mg/l)} = [(A - B) - (a - b)]\, D \tag{3.63}$$

unde: $A$ = cantitatea de oxigen dizolvat determinată în apa de analizat diluată imediat după efectuarea diluției, în mg/l;

$B$ = cantitatea de oxigen dizolvat determinată în apă de analizat diluată după 5 zile, în mg/l;

$a$ = cantitatea de oxigen dizolvat din apa de diluție, determinat imediat după efectuarea diluției, în mg/l;

$b$ = cantitatea de oxigen dizolvat din apă de diluție după 5 zile, în mg/l;

$D$ = factorul de diluție ($1000/V$, unde $V$ este volumul apei de analizat conținut într-un litru de amestec, în ml).

**H. Observații**

(a) În calitate de apă de diluție se poate folosi apa de robinet declorinată, apa de râu sau de lac care conține apă menajeră reziduală,

apa menajeră reziduală cu un CCO <300 mg/l sau apa bazinului receptor. Apa de diluţie, înainte de a se folosi, trebuie saturată cu oxigen, prin aerare timp de 24 de ore, cu agitator magnetic sau prin vânturare de 30-40 de ori.

(b) Volumul probei va fi cu atât mai mic, iar raportul de diluţie cu atât mai mare, cu cât proba este mai impurificată. Pentru apele curate volumul va fi de minimum 500 ml (vezi tabelul 3.7).

(c) *p*H-ul probei de apă după diluare trebuie să fie cuprins între 6 şi 8, în caz contrar se va efectua o neutralizare în prezenţa albastrului de bromtimol. Clorul rezidual, eventual prezent în probe, se înlătură cu sulfit de sodiu, adăugat în proporţie stoechiometrică.

(d) Diluţiile se fac în aşa fel încât consumul de oxigen după 5 zile să nu depăşească 1,5 mg $O_2$/l sau să reprezinte 30-60% din concentraţia iniţială a oxigenului dizolvat (vezi tabelul 3.7).

(e) Rezultatele obţinute se notează cu o singură zecimală după virgulă pentru valori mai mici de 10 mg/l, cu două zecimale pentru valori cuprinse între 10 şi 1000 mg/l şi cu trei zecimale pentru valori mai mari de 1000 mg/l.

(f) Determinarea CBO poate fi influenţată de prezenţa în proba de apă a substanţelor bactericide, a clorului liber ($Cl_2$), a substanţelor reducătoare ($NO_2^-$, $NH_3$, $S^{2-}$, $Fe^{2+}$), a unor metale toxice (de ex. cuprul care diminuează activitatea bacteriană). Prezenţa algelor sau a microorganismelor nitrificatoare poate da valori mai mari decât cele obişnuite.

(g) Valoarea $CBO_5$ prin metoda diluţiilor este cu atât mai mare cu cât factorul de diluţie a fost mai mare. Aceasta se explică atât prin eroarea de diluţie, cât şi prin faptul că prin diluţie se înlătură inhibiţia reacţiilor biologice.

## 3.14. DETERMINAREA SUBSTANȚELOR ORGANICE DIZOLVATE ÎN APĂ

Apele naturale conțin materii organice dizolvate (MOD) provenite de la organismele vii sau de la cele moarte. Creșterea bruscă a cantității de substanțe organice în apă este un indiciu de poluare a acesteia. Prezența substanțelor organice în apă favorizează persistența timp îndelungat a germenilor, inclusiv a celor patogeni. Apele de baltă, iazuri și heleșteie conțin în general 40-60 mg substanțe organice la litru. În timpul verii, mai ales după "înflorirea" apelor, cantitatea lor poate crește până la 60-120 mg/l exprimate în $KMnO_4$. Apa de izvor prezintă valori de 5-10 mg $KMnO_4$/l, în timp ce în apele de suprafață cantitatea de substanță organică poate fi de 20-25 mg/l, exprimate în $KMnO_4$. Dezvoltarea favorabilă a faunei piscicole are loc la o concentrație de 35-55 mg substanță organică la litru.

### 3.14.1. Metoda cu permanganat de potasiu

**A. Generalități**

Acest procedeu de determinare a substanțelor organice dizolvate în apă este cunoscut sub numele de *indice de permanganat, oxidabilitate la permanganat de potasiu* sau *consum chimic de oxigen determinat cu permanganat de potasiu* (CCO-Mn). Permanganatul de potasiu poate oxida numai 30-40% din materia organică până la $CO_2$ și $H_2O$ (Pătroescu & Gănescu, 1980).

În România determinarea substanțelor organice și anorganice oxidabile din apele potabile și cele de suprafață este reglementată prin normativul SR EN ISO 8467/2001.

**B. Principiul metodei**

Substanțele organice și anorganice oxidabile din apa de analizat sunt oxidate la cald cu o soluție titrată de permanganat de potasiu în

mediu acid sau în mediu alcalin în funcţie de conţinutul de ioni $Cl^-$ din probă. Permanganatul rămas în exces se determină cu acid oxalic:

$$2KMnO_4 + 5C_2H_2O_4 + 3H_2SO_4 = \\ = 2MnSO_4 + K_2SO_4 + 10CO_2 + 8H_2O \quad (3.64)$$

**C. Materiale necesare**

1. Flacoane Erlenmeyer de 300 ml.
2. Pipete gradate de 1, 5 şi 10 ml.
3. Biuretă calibrată de 50 ml cu diviziuni de 0,05 ml.
4. Arzător cu gaz metan prevăzut cu sită.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Pentru prelevarea şi păstrarea probelor folosite la determinarea substanţelor organice dizolvate se va utiliza numai sticlărie curată, spălată în prealabil cu acid sulfuric şi clătită cu apă distilată pentru a elimina filmul bacterian de pe pereţii vaselor. De preferat ca analiza să se efectueze imediat după prelevare. Dacă de la momentul prelevării probei până la efectuarea analizei trec mai mult de 2 ore, probele se vor conserva prin adăugarea a 15 ml $H_2SO_4$ 1:3 la fiecare 300 ml de apă de analizat (înainte de analiză proba de apă se neutralizează) şi se vor păstra la întuneric la o temperatură de 2-5°C.

**E. Reactivi**

1. *Permanganat de potasiu 0,01 N*: 0,316 g $KMnO_4$ fin mojarat se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată, într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă bidistilată. Soluţia se păstrează într-un recipient de sticlă de culoare închisă, agitându-se din când în când. Soluţia astfel preparată poate fi folosită numai după două săptămâni. Factorul soluţiei de permanganat 0,01 N se stabileşte faţă de soluţia de acid oxalic 0,01N şi se verifică înaintea fiecărei determinări.

2. *Acid oxalic 0,01 N*: 0,6303 g $(COOH)_2 \cdot 2H_2O$ se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată, într-un balon cotat de 1000 ml. Se adaugă 5 ml de acid sulfuric 1:3 neutru la permanganat şi se completează până la

semn cu apă bidistilată. Soluția se păstrează într-un recipient de sticlă de culoare închisă.

3. *Acid sulfuric 1:3, neutru la permanganat*: 100 ml acid sulfuric concentrat ($d$ = 1,84) se toarnă, cu mare atenție și agitând continuu, peste 300 ml apă distilată; în soluția încălzită prin formarea amestecului se adaugă cu picătura o soluție de $KMnO_4$ 0,1 N până la apariția culorii slab roz.

4. *Hidroxid de sodiu 30% (m/v).*

**F. Modul de lucru**

A. *În cazul unui conținut de cloruri în apă sub 300 mg/l.*

1. Se iau 100 ml apă de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer curat, fără urme de substanțe organice (Observația a), peste care se adaugă 5 ml acid sulfuric 1:3 și 10 ml permanganat de potasiu.

2. Se fierbe pe sită exact 10 minute, din momentul când începe fierberea. Se îndepărtează vasul de pe sită și se adaugă, în soluția fierbinte, 10 ml de acid oxalic.

3. Soluția decolorată se titrează cu permanganat de potasiu până la apariția coloratiei slab-roz persistente.

B. *În cazul unui conținut de cloruri în apă peste 300 mg/l.*

1. Se iau 100 ml de apă de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer, peste care se adaugă 0,5 ml hidroxid de sodiu 30% și 10 ml permanganat de potasiu.

2. Se fierbe timp de 10 minute direct pe sită. Se lasă apoi să se răcească la aproximativ 70°C și se adaugă 5 ml acid sulfuric 1:3 și 10 ml acid oxalic 0,01 N.

3. Se titrează cu permanganat de potasiu până ce lichidul incolor căpătă o tentă slab-roz.

**G. Calcul** (Observația b)

$$MOD\ (mg\ KMnO_4/l) = \frac{[(V + V_1) - V_2] \cdot 0{,}316}{100} \cdot 1000 \qquad (3.65)$$

unde: $V$ = ml permanganat de potasiu adăugat iniţial în probă;
$V_1$ = ml de permanganat de potasiu 0,01N folosiţi la titrarea probei;
$V_2$ = ml de acid oxalic adăugaţi în probă pentru decolorare;
0,316 = echivalentul în mg permanganat de potasiu a unui ml de soluţie de $KMnO_4$ 0,01N;
100 = cantitatea de apă de analizat luată în lucru, în ml.

**H. Observaţii**

(a) Vasele în care se face determinarea trebuiesc pregătite în felul următor: după ce au fost bine spălate cu amestec sulfocromic şi detergent, apoi clătite cu apă de robinet şi apă distilată, în vase se introduc 50 ml apă bidistilată, 5 ml acid sulfuric 1:3, 10 ml permanganat de potasiu şi 2-3 bucăţi de piatră ponce; se fierb 10 minute apoi se aruncă conţinutul; se mai clătesc de două ori cu apă bidistilată, se acoperă cu un manşon de hârtie sau de staniol şi se folosesc numai pentru determinarea substanţelor organice.

(b) Pentru a exprima rezultatul de mai sus în miligrame consum chimic de oxigen/l (CCO-Mn), acesta se înmulţeşte cu 0,253.

## 3.15. DETERMINAREA CONSUMULUI CHIMIC DE OXIGEN (CCO)

Consumul de oxigen de către materiile organice şi anorganice oxidabile sau *consumul chimic de oxigen* (CCO) reprezintă cantitatea de oxigen consumată de către toate substanţele oxidabile din apă sub acţiunea unui oxidant. Substanţele organice sunt oxidate la cald, iar cele anorganice la rece. Substanţele organice din apă pot avea o proveniență telurică sau pot rezulta în urma unei poluări, caz în care concentraţia lor variază brusc. Creşterea cantităţii de substanţe organice în apă sau apariţia lor la un moment dat este sinonimă cu poluarea apei cu germeni care însoţesc, de obicei, substanţele organice. În orice caz, prezenţa lor

în apă favorizează persistența germenilor pe timp îndelungat, inclusiv a celor patogeni.

### 3.15.1. Metoda cu bicromat de potasiu

**A. Generalități**

Bicromatul de potasiu oxidează 90-96% din materia organică prezentă în apă (Pătroescu & Gănescu, 1980). De aceea, această metodă se aplică în special în cazul apelor uzate orășenești (SR ISO 6060/1996).

**B. Principiul metodei**

Substanțele oxidabile din apă sunt oxidate la cald cu bicromat de potasiu, în mediu de acid sulfuric, iar excesul de bicromat este titrat cu sare Mohr, în prezența feroinei ca indicator:

$$Cr_2O_7^{2-} + 6Fe^{2+} + 14H^+ \rightarrow 2Cr^{3+} + 6Fe^{3+} + 7H_2O \qquad (3.66)$$

Pentru o oxidare mai eficientă a compușilor organici cu bicromat de potasiu aceasta se efectuează în prezența sulfatului de argint în calitate de catalizator.

**C. Materiale necesare:**

1. Balon cu fundul rotund de 250 ml.
2. Pipete gradate de 10, 15 și 25 ml.
3. Biuretă de precizie de 10 ml, cu diviziuni de 0,02 ml.
3. Instalație de fierbere cu reflux, alcătuită dintr-un vas sau un tub conectat printr-un gât de sticlă șlefuit la un refrigerent ascendent, astfel încât să se evite pierderea unor cantități importante de substanță volatilă. Refrigerentul poate fi răcit cu un curent de apă sau aer rece.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Pentru prelevarea şi păstrarea probelor folosite la determinarea CCO se vor folosi recipiente de sticlă sau de polietilenă curate. De preferat ca analiza să se efectueze imediat după prelevare sau în cel mult 5 zile de la recoltare. În cazul în care se impune conservarea probelor înainte de analiză, se adaugă 2 ml $H_2SO_4$ concentrat la fiecare 1000 ml apă de analizat şi se păstrează la o temperatură de 0-5°C. Vasele folosite pentru păstrare se vor agita din când în când şi imediat înaintea analizei.

**E. Reactivi**

1. *Acid sulfuric concentrat* ($d$ = 1,84).

2. *Sulfat de argint cristalizat ($Ag_2SO_4$), pulbere.*

3. *Soluţie indicator de feroină*: 1,485 g 1-10-orto-fenantrolină şi 0,695 g sulfat feros, $FeSO_4 \cdot 7H_2O$, se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată, într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă bidistilată.

4. *Bicromat de potasiu, soluţie 0,25 N*: 12,2588 g bicromat de potasiu, $K_2Cr_2O_4$, uscat în prealabil timp de 2 ore la 105°C, se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată, într-un balon cotat de 100 ml. Se diluează până la semn cu apă bidistilată.

5. *Sulfat feroamoniacal (sare Mohr) 0,25 N*: 98 g sulfat feroamoniacal, $(NH_4)_2Fe\ (SO_4)_2 \cdot 6H_2O$, se dizolvă în câţiva ml de apă bidistilată, într-un balon cotat de 1000 ml, se adaugă 20 ml acid sulfuric concentrat, se răceşte şi se completează cu apă bidistilată până la semn. Această soluţie se standardizează faţă de soluţia de bicromat de potasiu astfel: 25 ml soluţie de bicromat 0,25 N se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 250 ml, se adaugă 20 ml acid sulfuric concentrat, se lasă să se răcească şi se diluează de cca. 3 ori cu apă. Se titrează cu soluţia de sare Mohr, în prezenţa a 2-3 picături de feroină până se obţine un viraj de la galben la roşu, trecând prin nuanţa de verde.

Normalitatea = (ml de bicromat de potasiu × 0,25)/ml sare Mohr folosiţi în titrare.

**F. Modul de lucru**

1. 50 ml apă de analizat se introduc într-un balon cu fundul rotund de 250 ml, peste care se adaugă 25 ml bicromat de potasiu 0,25 N și 75 ml acid sulfuric concentrat, adăugați cu grijă, 2 bucăți de piatră ponce și 1 g de cristale de $Ag_2SO_4$.

2. Se atașează balonul la instalația de fierbere cu reflux și se fierbe timp de 2 ore.

3. Se răcește balonul, se diluează de cca. 3 ori cu apă bidistilată și se titrează excesul de bicromat de potasiu cu soluția de sare Mohr 0,25 N în prezența a 2-3 picături de feroină.

4. Paralel cu proba se face determinarea pe o probă-martor în aceleași condiții ca pentru apa de analizat, folosind însă apă bidistilată.

**G. Calcul:**

$$CCO-Cr\ (mg/l) = \frac{[8000(V_1 - V_2)] - c}{V} \qquad (3.67)$$

unde: $V_1$ = volumul soluției de sare Mohr folosit la titrarea probei-martor, în ml;

$V_2$ = volumul soluției de sare Mohr folosit la titrarea probei de apă de analizat, în ml;

$c$ = corecția pentru cloruri care se calculează (mg/l cloruri × 0,226) (Observația a);

8000 = masa molară a $½O_2$, în mg/l;

$V$ = volumul probei de apă de analizat, în ml.

**H. Observații:**

(a) Corecția pentru clor se introduce în formulă numai în cazul când nu s-a adăugat sulfat de argint în proba de apă, care are rolul de a îndepărta clorurile care interferă determinarea.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

# Capitolul 4
# ANALIZA PLANCTONULUI

Totalitatea organismelor vii care se menţin în stare de plutire liberă mai mult sau mai puţin pasivă în masa apei alcătuiesc *planctonul*. Planctonul se colectează împreună cu o serie de particule inerte care formează aşa-numitul *tripton*. Planctonul împreună cu triptonul formează *sestonul*. Componenta vie a sestonului mai poartă şi denumirea de *bioseston*, iar cea nevie de *abioseston*.

## 4.1. STUDIUL FITOPLANCTONULUI

*Fitoplanctonul* este reprezentat de totalitatea organismelor microscopice fotosintetizante care plutesc mai mult sau mai puţin pasiv în masa apei şi care nu se pot opune prin mişcări proprii acţiunii curenţilor sau valurilor din cauza lipsei sau a dezvoltării relativ slabe a organelor de locomoţie.

Fitoplanctonul are o importanţă deosebită în desfăşurarea proceselor biologice din apă deoarece reprezintă unul dintre principalii producătorii primari ai ecosistemelor acvatice.

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 4.1.1. Analiza calitativă a fitoplanctonului

**A. Generalităţi**

În planctonul vegetal al apelor dulci sunt prezente populaţii de alge aparţinând următoarelor grupe taxonomice principale:

- diatomee (Bacillariophyceae);
- cloroficee (Chlorophyceae);
- cianobacterii (Cyanobacteria);
- dinoflagelate (Dinophyceae);
- crizoficee (Chrysophyceae);
- euglenoficee (Euglenophyceae);
- xantoficee (Xanthophyceae).

Dimensiunile organismelor fitoplanctonice sunt cuprinse, de regulă, între 2 şi 1000 μm. Microalgele planctonice sunt prezente numai în zona eufotică, în care pot realiza deplasări pe verticală.

**B. Principiul metodei**

Prelevarea probelor de fitoplancton şi identificarea organismelor din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Recipiente de sticlă sau de plastic de 1-5 litri.
2. Vas cilindric de sedimentare.
3. Pipete Pasteur prevăzute cu o pară mică de cauciuc.
4. Flacoane de sticlă de 10-50 ml.
5. Lame portobiect şi lamele pentru microscopie.
6. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

**D. Stabilirea staţiilor, adâncimilor şi periodicităţii de prelevare a probelor**

Numărul staţiilor, orizonturilor şi frecvenţei de prelevare a probelor de fitoplancton se stabileşte în funcţie de scopul cercetării, de mărimea, forma şi particularităţile hidrologice ale bazinului, de resursele materiale şi umane disponibile.

Pentru o mai bună corelare a răspândirii fitoplanctonului în funcție de anumiți factori abiotici, stațiile de prelevare a probelor de fitoplancton pot fi identice sau cât mai apropiate de locurile în care se fac recoltări de probe pentru analiza fizico-chimică a apei (vezi Capitolul 1, paragraful 1.1).

În ceea ce privește *distribuția pe adâncime a orizonturilor de prelevare* trebuie să se țină cont de dezvoltarea cantitativă a fitoplanctonului, recoltările efectuându-se în special în zona eufotică, bine luminată, dar și în restul bazinului.

Întrucât compoziția și abundența fitoplanctonului variază în limite largi în funcție de sezon și în funcție de caracteristicile fizico-chimice ale apei, pentru o caracterizare cât mai corectă a algelor planctonice dintr-un bazin acvatic dat este necesară o anumită *frecvență de eșantionare*. Astfel, pentru a surprinde succesiunea în timp a diferitor specii de alge și pentru a caracteriza variațiile sezoniere ale abundenței și biomasei fitoplanctonului probele de se vor colecta de cel puțin de două ori pe sezon. Întrucât în perioada caldă a anului (mai-septembrie) algele prezintă o rată de înmulțire foarte ridicată, frecvența de prelevare a probelor de fitoplancton trebuie să fie de cel puțin o dată la două săptămâni. Ca o alternativă între cele două variante extreme, se recomandă prelevarea lunară a probelor de fitoplancton. Această ultimă variantă asigură obținerea unei imagini corespunzătoare asupra dinamicii în timp a fitoplanctonului.

În general, durata minimă a unui program de cercetare este de doi ani succesivi. În cazul unor studii aprofundate perioada de investigare se poate extinde la 3-4 ani.

**E. Procedeul de colectare a probelor**

Deoarece cele mai multe specii de alge planctonice au dimensiuni sub 20 μm, acestea nu pot fi reținute nici de fileurile planctonice cu ochiurile cele mai mici. Din acest motiv fitoplanctonul se prelevează prin luarea unei anumite cantități de apă după același procedeu ca și în cazul probelor pentru analiza fizico-chimică a apei (vezi Capitolul 1, paragraful 1.2). Volumul total al probei prelevate pentru analiza

fitoplanctonului variază în funcţie de densitatea populaţiei algale între 0,5 litri în cazul bazinelor eutrofe (iazuri, heleşteie, bălţi) şi 2 l în cazul bazinelor oligotrofe (lacuri de acumulare, tăuri).

De la suprafaţa apei proba se colectează direct, luând proba de la circa 10-15 cm sub oglinda apei, în recipientul destinat probei respective. Colectarea probelor de apă de la anumite adâncimi se face cu ajutorul *batometrelor*. Batometrele cele mai des folosite în acest sens sunt cele de tip Ruttner, Friedinger şi Van Dorn. În cazul unor adâncimi mici se poate utiliza şi *sticlă batometrică* (vezi Capitolul 1, paragraful 1.2).

Recipientele pentru colectarea şi păstrarea probelor se vor numerota cu un marker rezistent la apă, iar numerele precum şi toate datele referitoare la locul şi data colectării, volumul iniţial al probei se vor nota în carnetul de teren sau într-o fişă specială (vezi Anexa 9).

**F. Conservarea şi păstrarea probelor**

Întrucât unele celule algale după fixare pot suferi anumite modificări morfologice care să îngreuneze recunoaşterea apartenenţei lor specifice, este de preferat ca examinarea şi identificarea algelor planctonice să se facă pe material viu. Probele de fitoplancton pot fi menţinute în stare vie timp de 10-12 ore, dacă sunt ţinute la întuneric, la o temperatură de 2-5°C în recipiente umplute doar parţial. În cazul apelor înflorite acest interval se scurtează la cel mult 6 ore de la colectare.

În situaţia în care nu dispunem de timpul necesar pentru a examina probele de fitoplancton imediat sau dacă acestea conţin flagelate care se deplasează rapid se impune fixarea lor.

Conservarea probelor se face cel mai adesea cu formol concentrat (formaldehidă 37-40%), care se adaugă în proporţie de 40 ml la 1 litru de probă.

Pentru conservarea probelor de fitoplancton mult mai indicată este *soluţia acidă Lugol* cu următoarea compoziţie:

- 100 g iod metalic;
- 200 g iodură de potasiu;

- 2000 ml apă distilată;
- 190 ml acid acetic glacial.

Soluția stoc preparată se păstrează la întuneric şi se adaugă câte 1 ml soluție Lugol la fiecare 100 ml de probă de fitoplancton.

Folosirea conservanților, pe lângă faptul de a menține forma morfologică neschimbată a algelor, înlesneşte sedimentarea algelor planctonice pe fundul recipientului, lucru necesar pentru concentrarea probelor.

**G. Prelucrarea probelor în laborator**

Deoarece în cele mai multe cazuri numărul de celule algale dintr-un volum de apă este foarte mic, pentru o examinare mai uşoară a acestora se impune concentrarea probelor de fitoplancton. Concentrarea probelor fitoplanctonice se face în mod obişnuit prin decantare, filtrare sau centrifugare. Prin această operațiune volumul inițial al eşantionului (500-2000 ml) se reduce la circa 10-50 ml probă concentrată.

*Concentrarea prin sedimentare.* Probele de fitoplancton se introduc într-un vas cilindric cu fundul plat din sticlă transparentă şi se lasă în repaus într-un loc ferit de lumina şi la o temperatură constantă timp de 2-3 zile. În acest interval de timp toate particulele aflate în suspensie, inclusiv algele, se vor depune pe fundul cilindrului, astfel încât se poate trece la sifonarea probei. Pentru aceasta supernatantul se îndepărtează cu ajutorul unei pipete Pasteur cu vârful întors sau cu un tub de sticlă prevăzut cu o deschidere laterală cu diametrul de 5-6 mm, ce se continuă cu un tub flexibil de cauciuc. Sifonarea se face fără a mişca sticla cu proba, lent, de la suprafața probei spre fundul sticlei. Când nivelul lichidului din sticla cu proba a ajuns la circa 2 cm deasupra fundului, operațiunea se opreşte. Se măsoară, cu precizie, volumul probei înainte şi după sifonare, datele notându-se în carnet sau în fişa de analiză a fitoplanctonului (Anexa 9).

În cazul prezenței în plancton a „algelor" albastre-verzi (Cyanobacteria), care datorită vacuolelor gazoase din celule tind să plutească la suprafața apei, proba se trece într-un bidon din material plastic cu pereții moi şi se umple cu proba de apă până la refuz. Se

înşurubează strâns capacul şi se lasă să cadă de la circa 1,5 m înălţime pe o suprafaţă dură. Prin acest procedeu are loc spargerea vacuolelor, ceea ce permite şi decantarea cianobacteriilor (Bellinger, 1992).

*Metoda Utermöhl* presupune sedimentarea probelor în nişte tuburi speciale care pot fi apoi examinate cu ajutorul unui microscop special numit „microscop inversat" sau „invertoscop", care permite vizualizarea de jos în sus a materialului algal depus pe fundul vasului respectiv (Liebmann, 1962).

*Concentrarea prin filtrare* se realizează prin membrane filtrante speciale fabricate din nitroceluloză sau alţi esteri ai celulozei şi care au diametrul porilor foarte mic (~0,45 μm). Foarte indicate în acest sens sunt filtrele sintetice Millipore™. Efectuarea filtrării necesită un dispozitiv special pentru montarea membranei filtrante, cum ar fi cel de tip Seitz, cuplată la un flacon de sticlă prevăzut cu o deschidere laterală (vas Kitassato), acesta din urmă fiind racordat la o pompă de vid montată la robinet de apă (fig. 4.1). Pentru a menţine constantă presiunea (aproximativ 50 kPa) se foloseşte şi un manometru cu mercur. Filtratul se antrenează într-un volum de apă cunoscut, iar cantitatea de apă filtrată trebuie să fie bine măsurată.

*Concentrarea prin centrifugare* se realizează la centrifugă. Înainte de centrifugare proba se agită pentru uniformizare şi se iau cu o pipetă volume măsurate care se introduc în eprubete de centrifugare de circa 100 ml fiecare. Volumul total prelevat variază în funcţie de abundenţa fitoplanctonului. În cazul unei densităţi mari a populaţiei algale se centrifughează în total 300 ml probă, iar în cazul unei densităţi mici 500 ml. Înainte de centrifugare eprubetele se echilibrează la balanţă două câte două. Timpul de centrifugare, precum şi numărul de rotaţii pe unitatea de timp se menţin constante pentru toate eşantioanele provenite din aceeaşi probă. De obicei se folosesc 2000-2500 rpm (~1000 g), timp de 15-20 minute. După centrifugare supernatantul se elimină, iar sedimentul ce urmează a fi analizat se omogenizează cu ajutorul unei pipete şi se introduce în sticluţe cu dop de cauciuc şi care au un volum de circa 10 ml. Se notează volumul total al probei introduse în centrifugă şi cel al concentratului rezultat.

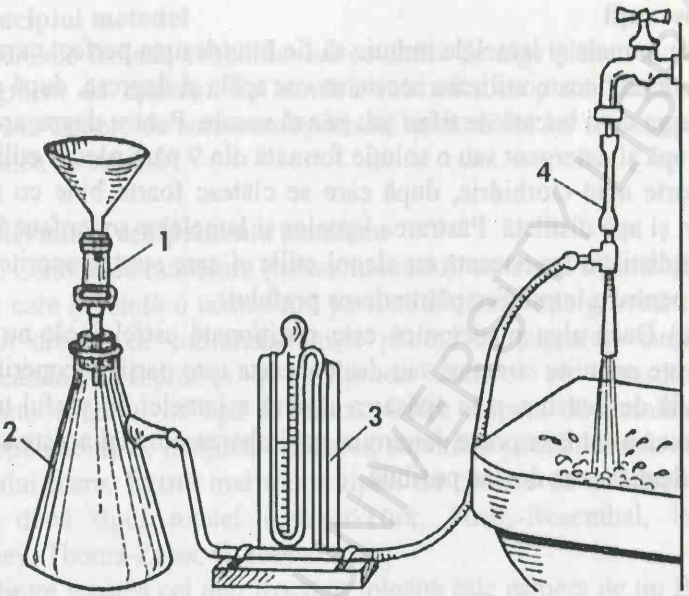



**Figura 4.1.** Dispozitiv de filtrare Seitz: 1 – suport de tip Seitz pentru fixarea membranei filtrante; 2 – flacon Kitassato; 3 – manometru cu mercur; 4 – trompă de apă (după Ionescu *et al.*, 1968).

Ultimele două metode sunt mai puțin indicate pentru că prezintă dezavantajul de a deteriora speciile mai delicate, cum ar fi fitoflagelatele. Probele concentrate de fitoplancton se păstrează într-un loc răcoros și întunecos.

## H. Modul de lucru

1. Din proba concentrată (obținută prin oricare din procedeele arătate la Secțiunea G) și omogenizată prin scuturarea viguroasă a flaconului, se ia cu ajutorul unei pipete o cantitate oarecare și se pune o picătură pe lama microscopică (Observația a).

2. Lama se acoperă cu grijă cu o lamelă de sticlă, astfel încât între lamă și lamelă să nu rămână bule de aer și se analizează la microscop (Observația b).

BUCHAREST UNIVERSITY LIBRARY

**I. Observaţii**

(a) Lamele şi lamelele trebuie să fie întotdeauna perfect curate. De aceea, după fiecare utilizare aceste se vor spăla şi degresa, după care se vor şterge cu o bucată de tifon sau pânză moale. Pentru degresare se va folosi apă şi detergent sau o soluţie formată din 9 părţi alcool etilic 90% şi o parte acid clorhidric, după care se clătesc foarte bine cu apă de robinet şi apă distilată. Păstrarea lamelor şi lamelelor se va face în vase cu apă distilată amestecată cu alcool etilic şi care sunt acoperite cu un capac pentru a împiedica pătrunderea prafului.

(b) Dacă alga planctonică este poziţionată astfel încât nu pot fi observate anumite structuri sau dacă aceasta este parţial acoperită de o particulă de detritus, prin apăsarea uşoară a lamelei cu vârful unui ac sau creion ascuţit se poate determina schimbarea poziţiei acesteia, astfel încât identificarea devine posibilă.

## 4.1.2. Determinarea abundenţei numerice a fitoplanctonului

**A. Generalităţi**

Analiza cantitativ-numerică constă în aprecierea numărului de indivizi din fiecare specie şi raportarea lor la unitatea de volum. În general, densitatea fitoplanctonului se exprimă în număr de celule dintr-un litru de apă.

În cazul ideal, determinarea densităţii fitoplanctonului ar implica numărarea tuturor celulelor algale dintr-un anumit volum de apă. În practică, aceasta nu se poate realiza din cauza numărului imens de alge planctonice existente în masa apei. Prin urmare, de obicei, se foloseşte numărarea integrală a organismelor dintr-un subeşantion considerat ca fiind reprezentativ şi raportarea numărului de alge la în întreg eşantionul.

**B. Principiul metodei**

Celulele izolate, cenobiile sau coloniile de alge planctonice dintr-un segment de eşantion se numără sub microscop cu ajutorul unei celule sau camere de numărare speciale, iar numărul lor se extrapolează la unitatea de volum.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Cameră de numărare (hemocitometru), care este o lamă de sticlă groasă care prezintă o adâncitură pe fundul căreia este gravată o reţea de linii drepte, ce conturează nişte pătrate cu suprafeţe cunoscute. Cunoscându-se suprafaţa şi înălţimea camerei se determină cu exactitate volumul de apă examinat. Orice cameră de numărare are inscripţionate tipul, înălţimea camerei, suprafaţa pătratului mic şi cea a pătratului mare. Există mai multe tipuri de camere de numărare, care diferă după tipul reţelei (Bürker-Türk, Fuchs-Rosenthal, Palmer-Maloney, Thoma-Zeiss, Goreaev etc.).

Dintre acestea cel mai frecvent folosită este camera de tip Bürker-Türk (fig. 4.2). Această lamă prezintă două câmpuri caroiate despărţite între ele printr-un şanţ. Fiecare câmp este compus dintr-o o reţea de pătrăţele ce însumează o suprafaţă totală de 9 $mm^2$, adică conţine 9 pătrate de câte 1 $mm^2$ fiecare, delimitate prin linii triple. Pătratul central cu suprafaţa de 1 $mm^2$ este împărţit prin linii triple în 16 pătrăţele mari, cu suprafaţa de 1/25 $mm^2$. Fiecare pătrăţel mare este împărţit la rândul lui prin linii simple în 16 pătrăţele mici, cu suprafaţa de 1/400 $mm^2$. Cele patru pătrate cu suprafaţa de câte 1 $mm^2$, situate în colţurile reţelei sunt împărţite şi ele în câte 16 pătrăţele cu suprafaţa de 1/25 $mm^2$, separate între ele prin linii duble. Adâncimea camerei de numărare este de 0,1 mm, prin urmare volumul lichidului la nivelul fiecărui pătrăţel mic este de $1/400 \times 1/10 = 1/4000$ $mm^3$.

2. Lamele. Acestea trebuie să fie perfect plane, transparente şi bine şlefuite pentru ca volumul închis să fie delimitat cu maximă precizie.

3. Microscop cu o putere de mărire de cel puţin 100×.

4. Pipete volumetrice sau pipete Pasteur.

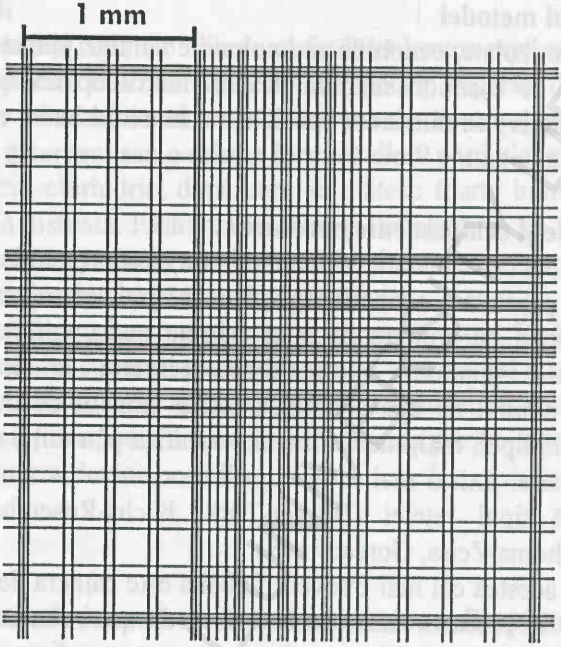



**Figura 4.2.** Reţeaua camerei de numărat de tip Bürker-Türk.

## D. Modul de lucru

1. Pe reţeaua camerei de numărare se pune cu ajutorul unei pipete o picătură din proba fitoplanctonică de analizat, după uniformizarea ei prin agitare (Observaţia a).

2. Lama de numărare se acoperă cu o lamelă, imprimându-i o mişcare uşoară de translaţie şi având grijă ca între lamă şi lamelă să nu rămână bule de aer. Excesul de lichid care acoperă reţeaua se va colecta în şanţurile laterale practicate în grosimea lamei.

3. Se examinează preparatul la microscop. La început se va folosi obiectivul mic, de 10×, trecându-se treptat la obiective mai mari, 20× şi 40×. Plimbând lama în câmpul microscopic într-o anumită ordine, de exemplu de la stânga la dreapta şi de sus în jos (fig. 4.3), se determină şi se numără toate organismele observate (Observaţia b şi c).

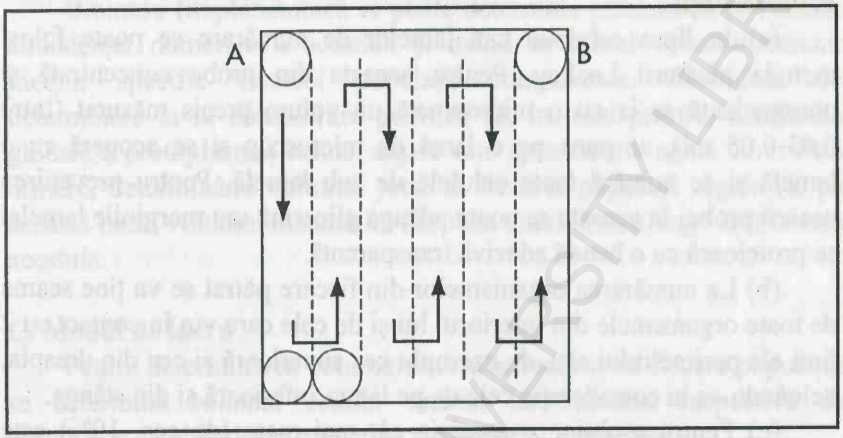



**Figura 4.3.** Reprezentare schematică a modului de numărare la microscop a organismelor microscopice. Cercul reprezintă câmpul vizual al microscopului. Plecând din poziția A, se inspectează și se numără toate organismele întâlnite de-a lungul itinerarului marcat prin săgeți până se ajunge în punctul B (după Madoni *et al.*, 2005).

## E. Calcul

$$A = \frac{a \cdot n}{N \cdot v} \qquad (4.1)$$

unde: $A$ = densitatea numerică a fitoplanctonului, exprimată ca număr de unități morfologice (celule, cenobii, colonii sau filamente)/litru;

$a$ = numărul de organisme (celule, cenobii, colonii sau filamente) numărate cu ajutorul camerei de numărat;

$n$ = volumul probei după concentrare, în ml;

$N$ = volumul probei prelevate, în litri;

$v$ = volumul de apă din care s-au numărat organismele fitoplanctonice, în ml.

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**F. Observaţii**

(a) În lipsa celulelor sau lamelor de numărare se poate folosi metoda picăturii Lackey. Pentru aceasta din proba concentrată şi omogenizată se ia cu o micropipetă un volum precis măsurat (între 0,03-0,05 ml), se pune pe o lamă de microscop şi se acoperă cu o lamelă şi se numără toate celulele de sub lamelă. Pentru prevenirea uscării probei în aceasta se poate adăuga glicerină sau marginile lamelei se protejează cu o bandă adezivă transparentă.

(b) La numărarea organismelor din fiecare pătrat se va ţine seama de toate organismele din interiorul lui şi de cele care vin în contact cu 2 linii ale perimetrului său, de exemplu cea superioară şi cea din dreapta, neluându-se în consideraţie cele de pe latura inferioară şi din stânga.

(c) Pentru a obţine o precizie cât mai mare (de cca. 10%) este indicat a se număra fitoplancterii de pe întreaga reţea.

## 4.1.3. Determinarea biomasei fitoplanctonului

**A. Generalităţi**

*Biomasa* reprezintă o estimare cantitativă a masei totale a microfitelor pelagice dint-un anumit volum de apă. Biomasa se poate determina direct ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată (organică) sau indirect prin metoda biovolumelor medii. Metodele indirecte se bazează pe determinarea carbonului total, a azotului, lipidelor, hidraţilor de carbon, siliciului (la diatomee) şi a clorofilei *a*. Cunoaşterea biomasei realizate de către fitoplancton oferă indicii foarte utile pentru evaluarea gradului de troficitate a unui acvatoriu. Astfel, dacă valorile biomasei fitoplanctonice existente la un moment dat (*standing crop*) sunt sub 1 mg/l apele se consideră *ultraoligotrofe*, dacă sunt cuprinse între 1-3 mg/l apele sunt considerate *oligotrofe*, dacă sunt cuprinse între 3-5 mg/l se consideră *mezotrofe*, dacă sunt de 5-10 mg/l apele se consideră *eutrofe* şi dacă aceste valori depăşesc 10 mg/l apele sunt considerate *hipertrofe* (Anexa 3).

**B. Principiul metodei**

Biomasa fitoplanctonică se poate determina plecând de la valorile abundenței numerice a acestuia și luând în calcul volumul celular mediu, specific fiecărei populații componente. Procedura de determinare ia în considerare premiza că, în mod practic, densitatea globală a protoplasmei celulei algale este aproximativ egală cu 1. Prin urmare, determinând volumul total al fiecărei populații algale și, pe această bază, volumul însumat al fitoplanctonului, se ajunge la biomasa acestuia.

**C. Modul de lucru**

Pentru determinarea volumului celular realizat de fiecare populație se determină *volumul celular mediu*, iar valoarea respectivă se înmulțește cu abundența numerică a populației respective.

Volumul celular mediu se poate determina fie direct, prin măsurători efectuate la microscop asupra celulelor aparținând diferitelor specii componente și prin asemănarea formei celulelor acestora cu anumite figuri geometrice, simple sau compuse (sfere, cilindri, paralelipipede, conuri, trunchiuri de con sau combinații dintre acestea), fie indirect, prin utilizarea unor liste cuprinzând greutățile medii ale algelor întâlnite cel mai frecvent în fitoplancton. Determinarea directă prezintă avantajul că oferă date precise, specifice acvatoriului dat, dar necesită un volum mare de muncă. Determinarea indirectă este ușor de aplicat, dar prezintă dezavantajul unei imprecizii determinate de variațiile, uneori substanțiale, ale mărimii celulelor din diferite bazine sau sezoane.

Ca regulă generală, se vor calcula volumele medii prin măsurarea a cel puțin 20 de exemplare pentru fiecare specie și în perioada de recoltare a probelor.

Pentru algele planctonice în activitatea curentă de cercetare se pot utiliza cu rezultate relativ bune listele cu circulație destul de mare întocmite de către Dussart (1966) sau de către Oltean și Cărăuș (vezi Anexa 11).

**D. Calcul**

Volumul celular total al fiecărei specii în parte se calculează prin înmulţirea volumului celular mediu (exprimat în $\mu m^3$) cu valoarea abundenţei numerice a populaţiei respective (în nr. ex./l). Biomasa totală a fitoplanctonului se calculează după formula:

$$B_t = \sum_{i=1}^{S} (A_i \cdot B_i \cdot 10^{-9}) \qquad (4.2)$$

unde: $B_t$ = biomasa totală a fitoplanctonului, în mg/l;

$A_i$ = abundenţa numerică a speciei "*i*", exprimată ca număr de unităţi morfologice (celule, cenobii, colonii sau filamente)/litru;

$B_i$ = volumul celular mediu al speciei "*i*", în $\mu m^3$;

$10^{-9}$ = factor de conversie a unităţilor de volum exprimate în $\mu m^3$ în unităţi de greutate exprimate în mg;

$S$ = numărul total al speciilor.

## 4.1.4. Determinarea spectrofotometrică a conţinutului de clorofilă *a*

**A. Generalităţi**

Toate algele planctonice conţin clorofila *a*, care reprezintă aproximativ 1-2% din greutatea uscată a algelor planctonice. În apele continentale predomină clorofilele *a* şi *b*, iar în cele marine predomină clorofilele *a* şi *c*.

Prin determinarea concentraţiei clorofilei *a* se poate estima biomasa totală a fitoplanctonului dulcicol (Observaţia a) sau se poate aprecia indicele de asimilaţie în cazul măsurătorilor ratei fotosintetice (Vollenweider *et al.*, 1974).

Produşii de degradare ai clorofilei pot forma o fracţiune importantă a tuturor pigmenţilor vegetali din apă. Aceştia rezultă în

urma proceselor de digestie de către zooplancton, care transformă clorofila în *feopigmenţi* (feoforbidă şi feofitină), cât şi în urma proceselor de descompunere datorate enzimelor hidrolitice ale fitoplanctonului, care transformă clorofila în *clorofilidă*. Raportul dintre cantitatea de clorofilă *a* şi feopigmenţi reprezintă un indicator al stării fiziologice a algelor planctonice.

Apele ale căror concentraţie în clorofilă *a* sunt sub 1 µg/l se consideră *ultraoligotrofe*, cele cu concentraţia de 1-2,5 µg/l sunt *oligotrofe*, cele cu valori de 2,5-8 µg/l sunt *mezotrofe*, cele cu valori de 8-25 µg/l se consideră *eutrofe*, iar dacă aceste valori depăşesc 25 µg/l apele sunt considerate *hipertrofe* (Anexa 3).

Metoda prezentată mai jos se bazează pe standardul SR ISO 10260/1996.

**B. Principiul metodei**

Filtrarea unui volum cunoscut de apă de analizat (0,1-2 litri) printr-un filtru sintetic sau din fibră de sticlă. Extracţia pigmenţilor din reziduul filtrat cu etanol cald. Centrifugarea şi dozarea spectrofotometrică a clorofilei *a* din extract. Calculul concentraţiei clorofilei *a* şi a feopigmenţilor pe baza diferenţei dintre extincţia măsurată la 665 nm înaintea şi după acidifierea extractului.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Dispozitiv de filtrare sub vid cu suport pentru filtru şi piesă de fixare (vezi Metoda 4.1.1., Secţiunea G, Concentrarea prin filtrare, fig. 4.1).

2. Filtre sintetice (de exemplu Millipore™ AA) sau din fibră de sticlă fără liant organic (de exemplu Whatman GF/C sau GF/F), cu porii de 0,4-0,8 µm şi cu diametrul de 25 mm.

3. Spectrofotometru ce permite măsurarea extincţiei în domeniul vizibil (380-780 nm), cu o rezoluţie de 1 nm, cu o lărgime de bandă ≤2 nm şi o sensibilitate sub 0,001 unităţi de extincţie, folosind cuve cu parcursul optic cuprins între 1 şi 5 cm.

4. Baie de apă care să poată fi menţinută la 75°C ±1°C, prevăzută cu suport pentru susţinerea tubului de extracţie.

5. Tuburi de centrifugare din sticlă brună cu gât larg şi dop etanş din politetrafluoretilenă (PTFE), de 30-50 ml capacitate.

6. Centrifugă cu o acceleraţie de 6000 g.

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Se filtrează între 0,5 şi 2 l de apă prin filtrul din fibră de sticlă. Imediat după filtrarea apei se adaugă câteva picături dintr-o suspensie apoasă de carbonat de calciu pentru a neutraliza aciditatea sucului vacuolar. Până la întoarcerea în laborator filtrul cu extract se păstrează la întuneric şi la o temperatură cât mai scăzută (timp de cel mult 8 ore), împăturit şi învelit în staniol (Observaţia b). Este de preferat, totuşi, ca extracţia să se facă cât mai repede posibil după recoltare şi filtrare. Extractele brute (nu şi filtrele) se pot păstra în frigider la o temperatură de 4°C cel mult 3 zile sau la o temperatură sub –25°C până la 30 zile în tuburi de extracţie din sticlă brună închise ermetic. Probele de apă şi filtrele cu extract nu pot fi congelate.

**E. Reactivi**

1. *Etanol 90%* (v/v): se introduc 100 ml apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu etanol absolut, $C_2H_5OH$, de puritate analitică; această soluţie este convenabil a se distribui dintr-o pisetă de 300 ml.

2. *Carbonat de magneziu*: se adaugă cca. 1 g $MgCO_3$ (p.a.) pulbere fină în 100 ml de apă distilată, se agită puternic înainte de întrebuinţare şi se picură dintr-o pisetă de 100 ml.

3. *Acid clorhidric 10%*: 10 ml HCl concentrat (fumans) se diluează în 100 ml apă distilată.

**F. Modul de lucru**

1. Proba de apă se agită bine pentru omogenizare. Se filtrează un volum cuprins între 0,1 şi 2 l de apă de analizat (în funcţie de încărcarea apei cu plancton) pe un filtru din fibră de sticlă fixat într-un suport

adecvat şi se adaugă imediat 3-5 picături de soluţie diluată de $MgCO_3$ pentru a preveni degradarea pigmenţilor pe filtru datorită aciditătii.

2. Se usucă filtrul sub vid, se separă de suport şi se introduce într-un tub de extracţie.

3. În tubul de extracţie se adaugă 20 ml etanol 90%, se astupă ermetic cu un dop şi se agită cu grijă.

4. Tubul de extracţie se introduce în baia de apă astfel încât nivelul extractului să fie la nivelul apei din baie şi se încălzeşte la 75°C timp de 5 min, agitând încet.

5. Se scoate tubul de extracţie din baia de apă şi se lasă aprox. 15 min să se răcească până la temperatura camerei.

6. Extractul se centrifughează la 3000 g (~4000-4500 rpm) timp de 5-10 minute pentru obţinerea unui supernatant clar.

7. Se transferă supernatantul limpede în cuva spectrofotometrului şi se măsoară extincţia extractului la 665 nm ($E_{665}$) şi la 750 nm ($E_{750}$) prin comparare cu o cuvă de referinţă conţinând doar etanol 90%.

8. Se adaugă 2 picături de acid clorhidric diluat în cuvă, se agită, se lasă timp de 5 min până la 30 min şi se măsoară din nou extincţia la 665 şi 750 nm.

**G. Calcul** (Observaţia c şi d)

$$Clorofila\ a\ (\mu g/l) = \frac{29{,}6 \cdot (E - E_a) \cdot v}{V \cdot d} \qquad (4.3)$$

$$Feopigmenti\ (\mu g/l) = \frac{20{,}8 \cdot (1{,}7 \cdot E_a - E) \cdot v}{V \times d} \qquad (4.4)$$

unde: $E = E_{665} - E_{750}$ = extincţia extractului înaintea acidifierii;
$E_a = E_{665} - E_{750}$ = extincţia extractului după acidifiere;
$v$ = volumul extractului de etanol (= 20 ml);
$V$ = volumul probei de apă filtrată, în litri;
$d$ = drumul optic al cuvei, în cm.

**H. Observaţii**

(a) Deşi unii autori arată că în condiţii diferite de iluminare cantitatea de clorofilă *a* din celulele algale poate fi variabilă, pentru o estimare aproximativă a biomasei fitoplanctonice cantitatea de clorofila *a* se înmulţeşte cu un factor egal cu 67 (Burian, 2002).

(b) În timpul manipulării filtrului se va evita atingerea lui cu degetele.

(c) Rezultatele obţinute se exprimă în µg/l sau în mg/m$^3$ (1 µg/l =1 mg/m$^3$), cu una sau cel mult două zecimale după virgulă.

(d) Valorile calculate pentru feopigmenţi sunt mai puţin sigure decât cele pentru clorofila *a*.

## 4.1.5. Determinarea ratei fotosintetice a fitoplanctonului prin „metoda sticlelor albe şi negre"

**A. Generalităţi**

*Productivitatea primară* reprezintă rata sintezei compuşilor organici din substanţe anorganice. Deşi majoritatea covârşitoare a productivităţii primare este datorată fotosintezei, o oarecare contribuţie îl are şi procesul de chemosinteză realizat de unele bacterii.

Cea mai mare parte a fotosintezei din mediul acvatic este realizată de către algele planctonice microscopice. În urma fotosintezei (sau respiraţiei) au loc variaţii ale conţinutului de oxigen şi dioxid de carbon din apă. În general, variaţiile concentraţiei de carbonaţi sunt prea mici pentru a putea fi măsurate în mod adecvat, dar prin adăugarea izotopului radioactiv de carbon, sub formă de carbonaţi, asimilarea dioxidului de carbon de către fitoplancton poate fi estimată cu o sensibilitate corespunzătoare. De fapt, astfel de tehnici au o sensibilitate mult mai mare decât cele bazate pe măsurarea oxigenului şi au permis măsurarea ratei fotosintezei în lacurile oligotrofe (Observaţia a). Deoarece la fotosinteză participă şi carbonaţii intracelulari, iar materia organică marcată cu $^{14}C$ este rapid excretată, rezultatele metodei cu

carbon radioactiv nu măsoară în mod obligatoriu fotosinteza brută şi nici chiar pe cea netă. Această metodă se foloseşte în general pentru aproximarea fotosintezei nete din lacurile oligotrofe.

Rata fotosintetică se măsoară în mai multe feluri. De regulă, productivitatea se exprimă în grame de carbon fixat de către organismele vii în cadrul unei unităţi de suprafaţă sau de volum într-o unitate de timp (de exemplu, în g $C/m^2$/an sau g $C/m^3$/zi).

Cantitatea totală de materie organică fixată ca rezultat al productivităţii primare poartă numele de *producţie primară brută* (*PPB*) sau *producţie primară totală* (*PPT*). O parte din această producţie totală este consumată în procesul respiraţiei plantelor. De aceea, cantitatea de producţie totală care rămâne după pierderile rezultate în urma respiraţiei şi care este astfel disponibilă nivelului trofic imediat superior se numeşte *producţie primară netă* (*PPN*).

*Cotientul fotosintetic* (*QF*) şi *cotientul respiratoriu* (*QR*) sunt valori non-dimensionale care indică cantităţile relative de oxigen şi carbon implicate în procesul de fotosinteză şi respiraţie:

$$QF = \frac{+\Delta O_2}{-\Delta CO_2} \tag{4.5}$$

$$QR = \frac{+\Delta CO_2}{-\Delta O_2} \tag{4.6}$$

unde: $+\Delta O_2$ = numărul de molecule de oxigen eliberate în timpul fotosintezei;

$-\Delta CO_2$ = numărul de molecule de dioxid de carbon asimilate în timpul fotosintezei;

$+\Delta CO_2$ = numărul de molecule de dioxid de carbon eliberate în timpul respiraţiei;

$-\Delta O_2$ = numărul de molecule de oxigen consumate în timpul respiraţiei.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Producţia primară netă a lacurilor oligotrofe este de 50-150 mg C/m$^2$/zi, cea a lacurilor mezotrofe de 150-250 mg C/m$^2$/zi şi cea a lacurilor eutrofe depăşeşte 300 mg C/m$^2$/zi (Battes *et al.*, 2003).

**B. Principiul metodei**

Creşterea conţinutului de oxigen datorat fotosintezei se măsoară într-o sticlă transparentă conţinând o probă din apa studiată. În acelaşi timp, scăderea conţinutului de oxigen într-o sticlă opacă este folosită pentru a măsura rata respiraţiei care are loc simultan cu fotosinteza. În ambele cazuri se foloseşte metoda Winkler de determinare a oxigenului dizolvat (vezi Metoda 3.12.1).

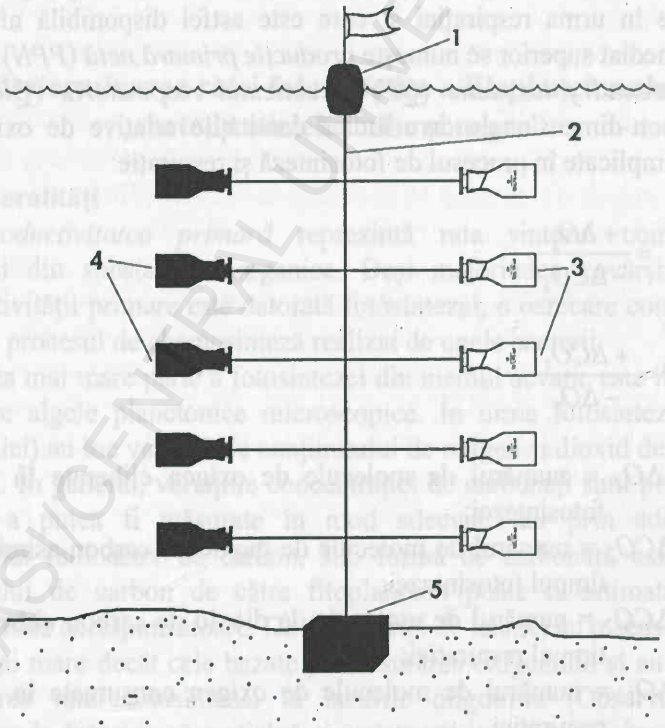



**Figura 4.4.** Sistem de suspendare a sticlelor Winkler pentru măsurare productivităţii fitoplanctonului prin „metoda sticlelor albe şi negre": 1 – flotor de plută; 2 – frânghie; 3 – sticle albe; 4 – sticle negre; 5 – lest.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Sticluţe Winkler (vezi Metoda 3.12.1, Secţiunea C). În plus faţă de sticlele Winkler transparente sunt necesare sticle Winkler complet opace. Sticlele trebuiesc vopsite în negru şi apoi acoperite cu benzi suprapuse de scotch negru. De asemenea, partea de sus a dopurilor trebuie vopsită în negru şi acoperită cu scotch. În plus, se recomandă învelirea sticlei sau cel puţin a gâtului şi dopului sticlei într-o folie de aluminiu. Dacă sticlele Winkler se vor suspenda *in situ* acestea trebuie să aibă dopul prins de gâtul sticlei printr-un fir de sârmă din inox sau crom-nichel. Înainte de utilizare toate sticlele Winkler trebuiesc umplute cu amestec de curăţare de acid sulfo-cromic şi lăsate timp de câteva ore înainte de a fi clătite foarte bine cu apă distilată. Între analize sticlele se vor păstra umplute cu o soluţie acidă de iod. După fiecare câteva săptămâni de utilizare a sticlelor acestea se vor curăţa din nou cu amestec sulfo-cromic.

2. Mici săculeţe duble din pânză de doc neagră sau pungi negre de plastic pentru a acoperi sticlele Winkler în vederea reducerii la minimum a fotosintezei nedorite în timp ce probele sunt transportate de la sau la locul unde se vor menţine pentru realizarea fotosintezei.

3. Sistem de suspendare a sticluţelor Winkler (fig. 4.4). Pentru a obţine rezultate cât mai apropiate de cele reale este necesar ca sticluţele transparente şi cele opace să fie suspendate în apă, la anumite adâncimi. În bazinele eutrofe (iazuri, bălţi, heleşteie) orizonturile de măsurare pot fi situate la 0,1 m, 0,5 m, 1,0 m şi 1,5 m. În bazinele oligotrofe adânci orizonturile de măsurare pot fi situate la 0,1 m, 2 m, 5 m, 10 m, 15 m etc. Sticlele Winkler trebuiesc amplasate în poziţie orizontală, pentru ca gâtul şi dopul sticluţei să nu modifice substanţial condiţiile de iluminare din interiorul recipientului. Însăşi sistemul de suspendare a sticluţelor (flotori, frânghii, sistemul de prindere) nu trebuie să determine o umbrire semnificativă a flacoanelor expuse în apă. Suspendarea se poate face fie la capătul unei tije rezistente aşezate paralel cu suprafaţa apei şi fixată bine de un flotor, fie între două flotoare distanţate între ele cu ajutorul unor tije subţiri, astfel încât nici unul dintre flotoare să nu umbrească flacoanele scufundate în apă. La capătul inferior al frânghiei

de care sunt fixate piesele de prindere a sticluţelor Winkler, se pune un lest destinat menţinerii întregii structuri în poziţie verticală.

4. Pipete gradate de 1 ml sau pipete cotate de aceeaşi capacitate.

5. Pipetă de 25 ml sau biuretă calibrată de 50 ml cu diviziuni de 0,05 ml sau mai puţin.

6. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml (preferabil flacoane al căror fund şi o jumătate din pereţii laterali sunt vopsite în exterior cu alb).

**D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor**

Locul pentru montarea şi derularea experimentului se va alege în aşa fel încât acesta să fie reprezentativ pentru bazinul respectiv, pe de o parte, şi să nu prezinte factori particulari care ar putea induce anumite erori, pe de alta. Astfel, se va evita alegerea locurilor care prezintă în apropiere copaci sau clădiri înalte care ar putea influenţa regimul de iluminare sau care prezintă pâlcuri de macrofite submerse cu care fitoplanctonul se află în competiţie pentru nutrienţi şi lumină.

Pentru colectarea probelor se vor folosi batometre confecţionate complet din sticlă sau din material plastic. Părţile metalice ale acestora trebuie să fie din oţel inoxidabil. În acest sens sunt recomandate batometrele de tip Van Dorn cu o capacitate de 5 litri.

În principiu, trebuiesc făcute trei determinări separate pentru orice probă, fiecare determinare în număr dublu, ceea ce necesită un volum total de probă de 2-2,5 litri. Volumul minim al probei trebuie să fie de 1,5 litri. Probele se transferă în recipientele de polietilenă prin sifonare cu ajutorul unui furtun din plastic sau cu furtunurile cu care sunt prevăzute batometrele în partea lor de jos. Probele pot fi păstrate maximum 1-2 ore, timp în care vor fi menţinute la temperatura apei de unde au fost prelevate.

Este de dorit ca zooplanctonul din probe să fie înlăturat prin filtrare printr-o plasă de nailon curată. Dimensiunile ochiurilor depind de dimensiunile algelor planctonice, dar în general o plasă cu ochiurile de 0,3 mm va reţine o cantitate neglijabilă de fitoplancton atunci când prin ea se trec câţiva litri de apă şi adesea dimensiunea ochiurilor poate fi redusă la 0,15 sau 0,10 mm.

**E. Reactivi**

Reactivii utilizaţi sunt identici cu cei folosiţi la determinarea titrimetrică a oxigenului dizolvat (vezi Metoda 3.12.1, Secţiunea E).

**F. Modul de lucru**

1. Proba de analizat se lasă în repaus în recipiente de polietilenă astupate cu dop de 2 sau 5 litri capacitate timp de 15-30 minute la o temperatură uşor mai ridicată decât cea a apei şi se agită din când în când pentru a preveni suprasaturarea apei în oxigen (Observaţia b).

2. O sticlă Winkler transparentă (ST) şi una opacă (SO) se umplu cu proba de analizat, ţinând cont de toate precauţiile menţionate în Metoda 3.12.1, Secţiunea D (Observaţia c). Dacă se estimează atât rezultatul fotosintezei nete, cât şi cel al respiraţiei, se umple cu proba şi o a treia sticlă clară (SI). Pentru o precizie mai mare a rezultatelor se vor utiliza câte două seturi de determinări pentru sticlele din fiecare categorie.

3. Toate sticlele se menţin în săculeţe negre sau în cutii de depozitare până când acestea sunt gata pentru „incubare" în locul dinainte stabilit (Observaţia d). Imediat ce experimentul de fotosinteză este iniţiat, în sticla SI se adaugă clorura manganoasă şi amestecul alcalin de iodură de potasiu (Metoda 3.12.1, Secţiunea F, punctul 1).

4. După o anumită perioadă de timp în decursul căreia s-a realizat fotosinteza şi respiraţia (Observaţia e) se extrag probele ST şi SO şi imediat se adaugă clorura manganoasă şi amestecul alcalin de iodură de potasiu la fel ca mai sus.

5. Se continuă analiza exact după procedura descrisă la Metoda 3.12.1, Secţiunea F, punctele 2 şi 3 şi se află valoarea volumul de soluţie de tiosulfat cu factorul *f*, exprimat în ml, utilizat pentru fiecare sticlă. Se foloseşte o alicotă de 50 ml soluţie de iodură pentru titrare. Pentru o precizie mai mare se vor titra două alicote a câte 50 ml şi se va calcula media aritmetică a volumului de tiosulfat utilizat la titrare.

**G. Calcul** (Observaţia f)

$$FB\ (mg\ C/m^3/h) = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{ST} - V_{SO})}{N \cdot QF} \quad (4.7)$$

$$FN\ (mg\ C/m^3/h) = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{ST} - V_{SI})}{N \cdot QF} \quad (4.8)$$

$$R\ (mg\ C/m^3/h) = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{SI} - V_{SO}) \cdot QR}{N} \quad (4.9)$$

unde: $FB$ = fotosinteza brută, în mg C/m$^3$/h;
$FN$ = fotosinteza netă, în mg C/m$^3$/h;
$R$ = respiraţia, în mg C/m$^3$/h (Observaţia g);
$f$ = factorul soluţiei de tiosulfat;
$V_{ST}$ = cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla transparentă, în ml;
$V_{SO}$ = cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla opacă, în ml;
$V_{SI}$ = cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla SI, în ml;
$N$ = intervalul de timp în decursul căruia proba ST a fost expusă la lumină, iar proba SO a fost ţinută la aceeaşi temperatură ca şi SO, în ore;
$QF$ = cotientul fotosintetic (vezi formula 4.5);
$QR$ = cotientul respiratoriu (vezi formula 4.6).

Valorile pentru cotientul fotosintetic şi cel respiratoriu care vor fi utilizate în ecuaţiile de mai sus se lasă la libera alegere a cercetătorului. Pentru populaţii acvatice normale expuse unor intensităţi luminoase moderate sunt indicate $QF$ = 1,2 şi $QR$ = 1,0.

**H. Observaţii**

(a) Metoda „sticlelor albe şi negre" (cunoscută şi sub numele de *metoda Gaarder-Gran* sau *Vinberg*) dă rezultate satisfăcătoare în cazul lacurilor eutrofe, însă în cazul lacurilor oligotrofe şi chiar a celor mezotrofe rezultatele sunt mai puţin concludente.

(b) Suprasaturaţia probelor în oxigen dizolvat este frecventă în multe lacuri eutrofe în sezonul de primăvară şi vara. Cu excepţia cazurilor în care apa din sticlele Winkler se află în echilibru (sau şi mai bine este uşor nesaturată) faţă de oxigen, pierderile de oxigen datorate unor cauze fizice pot induce erori substanţiale în calcule. Acest lucru se aplică în special probelor colectate sub luciul apei. Scuturarea viguroasă a soluţiilor la intervale de aproximativ 30 minute în timp ce acestea sunt încălzite cu câteva grade peste cea a apei din care provin înlătură parţial excesul de oxigen.

(c) Este foarte important, în special atunci când se măsoară rate relativ mici ale fotosintezei, ca, conţinutul de oxigen în probele ST, SO şi SI să fie identic.

(d) Durata şi calitatea iluminării probelor joacă un rol important în procesul de fotosinteză. Unii cercetători menţin sticlele care conţin fitoplanctonul *in situ*, suspendate în apa bazinului respectiv de un flotor printr-un fir, alţii preferă extragerea probelor de la diferite adâncimi şi plasarea lor într-un „incubator" în care timpul şi intensitatea iluminării pot fi riguros controlate.

(e) Timpul de incubaţie rămâne la discreţia cercetătorului. În general, timpul minim este de cel puţin 3 ore, chiar şi în apele cele mai eutrofe. Totuşi, timpul maxim nu trebuie să depăşească 24 ore deoarece pot interveni erori cauzate de respiraţia zooplancterilor de talie mică sau a bacteriilor.

(f) Valorile concentraţiei carbonului pot fi transformate în alte valori energetice sau de altă natură prin utilizarea următorilor factori de conversie: 1 mg C = 2,667 mg $O_2$ = 2,499 mg glucoză = 9,360 cal.

(g) Respiraţia măsurată prin relaţia 4.9 nu se datorează numai algelor microscopice. O proporţie considerabilă a valorii înregistrate se datorează zooplanctonului şi bacterioplanctonului.

## 4.2. STUDIUL ZOOPLANCTONULUI

Termenul de *zooplancton* defineşte totalitatea organismelor animale care flotează în masa apei şi care prezintă o mobilitate extrem de redusă sau slabă, insuficientă pentru a contracara acţiunea de transport a curenţilor de apă. Acest lucru nu înseamnă neapărat că zooplancterii sun lipsiţi în totalitate de capacitatea de deplasare. Dimpotrivă, unele misidacee, unele cladocere (*Leptodora, Bythotrephes*), unele copepode adulte (*Eudiaptomus gracilis, Heterocope*), unele amfipode (*Pontoporeia*) sau larvele de peşti sunt buni înotători. Însă, din cauza dimensiunilor reduse, care fac ca viteza absolută de deplasare să fie mică, pe de o parte, şi deoarece zooplanctonul executa în special deplasări pe verticală în decursul unei zile, pe de alta, deplasările în plan orizontal dint-un loc în altul sunt foarte limitate.

Delimitarea între zooplancton şi necton nu este netă. Astfel, unele insecte mari, care formează aşa-numitul *micronecton*, pot fi considerate ca aparţinând atât planctonului, cât şi nectonului.

### 4.2.1. Analiza calitativă a zooplanctonului

**A. Generalităţi**

Zooplanctonul apelor continentale prezintă, în general, o diversitate specifică mică. Zooplanctonul dulcicol cuprinde, în special, reprezentanţi ai următoarelor grupe sistematice: Protozoa, Rotatoria, Cladocera, Copepoda şi Insecta. Dimensiunile obişnuite ale organismelor zooplanctonice sunt cuprinse între aproximativ 5 µm şi 15 mm.

Analiza calitativă a zooplanctonului urmăreşte determinarea principalelor grupe taxonomice şi întocmirea conspectului faunistic pe grupe taxonomice şi grupe funcţionale (specii erbivore, specii prădătoare etc.)

**B. Principiul metodei**

Prelevarea probelor de zooplancton cu ajutorul fileului planctonic; sortarea organismelor sub aparatura optică pe grupe sistematice şi identificarea organismelor din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Fileu planctonic (vezi Secţiunea E de mai jos).
2. Borcane de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg şi cu un volum de 250-300 ml.
3. Lupă binoculară (stereomicroscop) cu o putere de mărire de 100×.
4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.
5. Pipete de sticlă prevăzute cu o pară mică de cauciuc.
6. Cutii Petri.
7. Chei de determinare pentru organismele zooplanctonice.

**D. Stabilirea staţiilor, orizonturilor şi periodicităţii de prelevare a probelor**

Alegerea staţiilor de colectare a zooplanctonului se face în aşa fel încât să cuprindă zonele cele mai reprezentative din punct de vedere ecologic (în general zonele din mijlocul bazinului şi zonele de adâncime). Deoarece organismele zooplanctonice prezintă o răspândire orizontală şi verticală neuniformă, formând aglomerări cu un pronunţat gradient vertical al abundenţei, ce variază în mod continuu datorită migraţiilor circadiene verticale, studiul zooplanctonului se face atât *pe orizontală* cât şi *pe verticală*. Pentru lacurile naturale, lacurile de baraj şi de acumulare sau iazurile piscicole probele se recoltează din zona de amonte (de alimentare), din zona de aval (de evacuare) şi din zona centrală. În general, în zona de alimentare şi de evacuare probele se colectează de la orizontul de suprafaţă (0-0,5 m), iar în zona centrală de la suprafaţă, de la diferite orizonturi de adâncime (5, 10, 15, 20, 25, 30 m) şi din apropierea fundului bazinului.

Pentru cunoaşterea dinamicii zooplanctonului este necesar a se recolta probe lunar pe întregul parcurs al unui an sau, cel puţin, a se recolta probe sezoniere pe cele patru anotimpuri. La datele calendaristice fixate probele se vor ridica din acelaşi loc pentru fiecare staţie. În bazinele piscicole probele se recoltează cu precădere în sezonul cald (la începutul, mijlocul şi sfârşitul verii), dar pentru a avea o imagine cât mai completă asupra zooplanctonului este necesar să se preleveze probe şi toamna şi la sfârşitul iernii.

**E. Echipamente de colectare**

Pentru recoltarea probelor de zooplancton cel mai frecvent se întrebuinţează *fileul planctonic*. În practica curentă se folosesc mai multe tipuri de fileuri planctonice.

*Fileul planctonic standard* (fig. 4.5) este modelul cel mai larg utilizat. Acesta constă dintr-un sac conic din sită de mătase sau nailon, a cărui deschidere largă, de formă circulară, este întărită de un inel metalic. Alegerea diametrul inelului fileului depinde de densitatea planctonului. Astfel pentru prelevarea probelor din mlaştini, bălţi, iazuri, heleşteie şi din zona litorală a lacurilor se foloseşte un fileu cu diametrul de 10-25 cm, iar pentru prelevarea probelor din lacurile oligotrofe un fileu cu diametrul de 30-50 cm. Lungimea conului filtrant se calculează în funcţie de diametrul deschiderii şi trebuie să fie de 4-5 ori mai mare decât diametrul deschiderii fileului. Pentru a conferi fileului planctonic o rezistenţă mai mare la tracţiune, sacul fileului nu se ataşează direct de rama circulară, ci prin intermediul unei pânze groase de canava. Inelul fileului se prinde de cablul de remorcare prin intermediul a trei sau mai multe bride. În vârful conului este prins un păhărel colector metalic sau din plastic prevăzut cu robinet pentru închidere şi deschidere.

BCU IAŞI

**Figura 4.5.** Fileu planctonic standard: 1 – cablu de remorcare; 2 – bride; 3 – inel metalic; 4 – pânză nefiltrantă; 5 – con din sită de mătase sau nailon; 6 – păhărel colector; 7 – robinet sau clemă Mohr (după Ionescu *et al.*, 1968).

*Fileul planctonic de tip Hensen* sau *Wisconsin* (fig. 4.6) prezintă avantajul unei filtrări mai eficiente (de 10 ori mai mare decât cea a fileului planctonic standard) prin reducerea deschiderii fileului planctonic de către o pânză nefiltrantă, ceea ce diminuează volumul de apă ieşit prin gura fileului ca urmare a formării unor turbioane în fileu. Cele mai bune rezultate le dau fileurile a căror suprafaţă filtrantă este de trei ori mai mare decât suprafaţa deschiderii fileului.

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

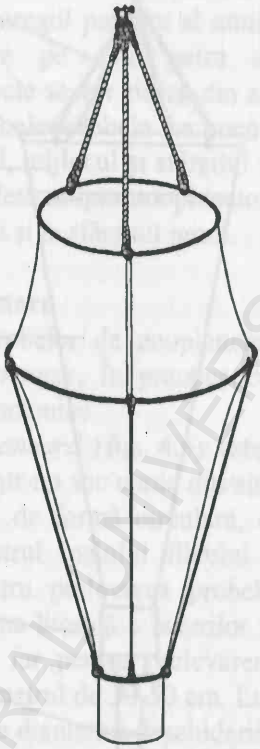


**Figura 4.6.** Fileu planctonic Hensen (după Newell & Newell, 1977).

De asemenea, au fost inventate fileuri planctonice speciale care permit închiderea lor la o anumită adâncime sau chiar fileuri care se pot deschide la adâncimea dorită şi apoi închide din nou înainte de a fi trase la suprafaţă. Astfel, *fileul de tip Nansen* (fig. 4.7) ştrangulează fileul planctonic ceva înapoia deschiderii fileului prin desprinderea bridelor şi tractarea fileului prin intermediul cablului de remorcare care înconjoară fileul astfel încât acesta se strânge ca un laţ în jurul fileului când cablul este tensionat. Principalul inconvenient constă în pierderea unei părţi din captură în timpul ştrangulării, o parte din apă scăpând prin gura fileului. Închiderea fileului se realizează prin trimiterea unui mesager

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

de-a lungul cablului de remorcare. Acest fileu este simplu de manevrat în cazul tractărilor pe verticală, dar mai greu de utilizat în cazul tractărilor orizontale sau oblice.

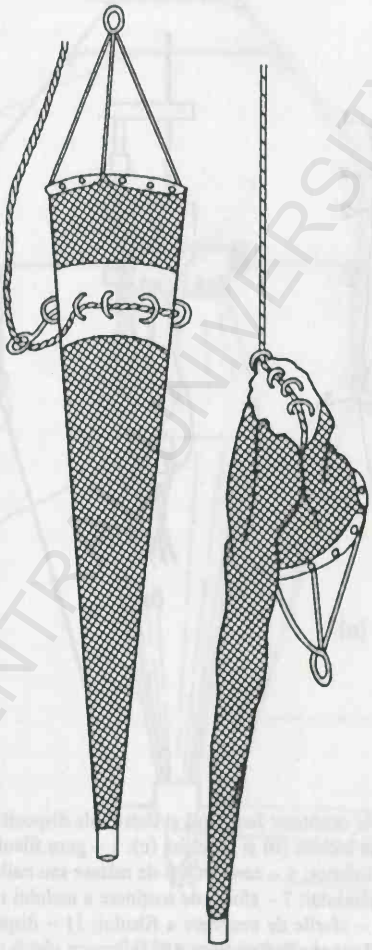


**Figura 4.7.** Fileu planctonic Nansen (după Lamotte & Bourlière, 1971).

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

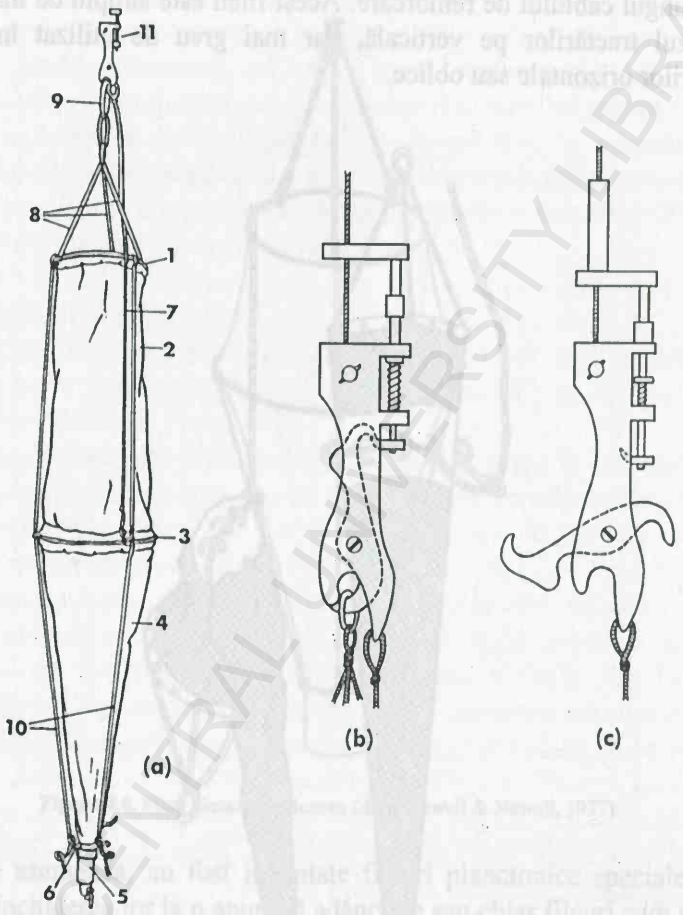



**Figura 4.8.** Fileu planctonic cantitativ Juday (a) şi detalii ale dispozitivului de eliberare a inelului ce susţine bridele în poziţie închisă (b) şi deschisă (c): 1 – gura fileului; 2 – porţiunea nefiltrantă din pânză groasă; 3 – inel inferior; 4 – con din sită de mătase sau nailon; 5 – păhărel colector; 6 – garnituri de prindere a păhărelului; 7 – sfoara de susţinere a inelului inferior; 8 – bride; 9 – inelul de prindere a bridelor; 10 – sforile de susţinere a fileului; 11 – dispozitivul de eliberare a părţii superioare a fileului (după Lamotte & Bourlière, 1971).

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

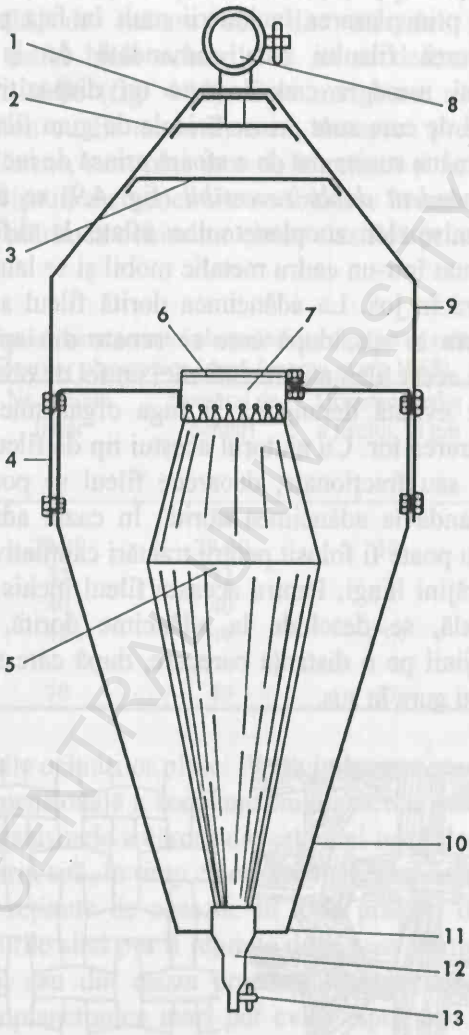



**Figura 4.9.** Fileu descendent dublu reversibil în poziție închisă: 1 – bară de fixare a mânerului; 2, 3 – bare de oprire a fileului; 4 – porțiunea din cadrul metalic fix al fileului cu axul de rotație și cu șanțul de oprire; 5 – inelul fileului; 6 – obturatorul fileului; 7 – gura fileului; 8 – mâner de fixare; 9 – cadrul metalic fix; 10 – cadrul metalic mobil pentru fixarea fileului; 11 – inel de fixare; 12 – paharul colector; 13 – robinet (după Ionescu *et al.*, 1968).

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

*Fileul de tip Juday* (fig. 4.8) înlătură în mare parte neajunsurile fileului Nansen prin plasarea închiderii mult în faţa părţii filtrante a fileului. Închiderea fileului este comandată de la distanţă prin intermediul unui mesager care loveşte un dispozitiv cu arc care eliberează inelul de care sunt prinse bridele de gura fileului. În poziţie închisă fileul rămâne suspendat de o sfoară prinsă de inelul inferior.

*Fileul descendent dublu reversibil* (fig. 4.9) se foloseşte pentru capturarea organismelor zooplanctonice aflate la diferite adâncimi. Acesta este montat într-un cadru metalic mobil şi se lansează în poziţie deschisă cu gura în jos. La adâncimea dorită fileul se închide şi se răstoarnă cu gura în sus, după care se scoate din apă. Deoarece în timpul coborârii acest fileu nu prezintă nici un fel de obstacol în dreptul deschiderii este evitată deranjarea şi fuga organismelor planctonice înainte de capturarea lor. Cu ajutorul acestui tip de fileu se pot preleva probe integrale sau fracţionate, deoarece fileul se poate deschide şi închide la comandă la adâncimea dorită. În cazul adâncimilor mici, acest tip de fileu poate fi folosit pentru tractări cantitative orizontale cu ajutorul unei prăjini lungi. Pentru aceasta fileul închis se scufundă în poziţie orizontală, se deschide la adâncime dorită, se trage prin intermediul prăjinii pe o distanţă oarecare, după care se închide şi se scoate din apă cu gura în sus.

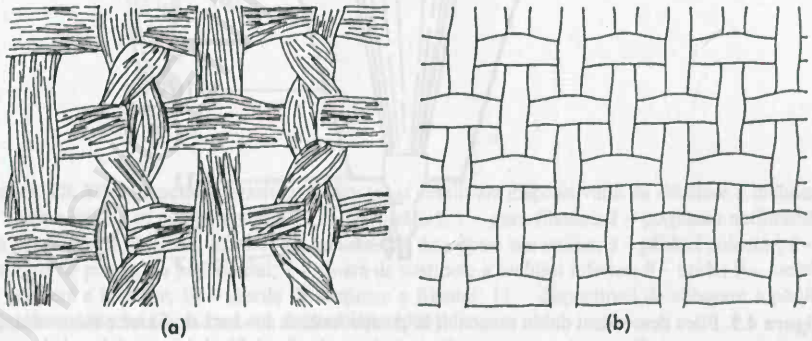



**Figura 4.10.** Principalele tipuri de ţesătură utilizate la confecţionarea fileurilor planctonice: (a) sită de mătase şi (b) sită de nailon monofilament (redesenat după Downing & Rigler, 1984).

Sitele utilizate la confecționarea fileurilor planctonice prezintă o țesătură specială, de mătase sau din material sintetic cu fir monofilament, astfel încât ochiurile să nu se deformeze și să nu-și schimbe dimensiunile (fig. 4.10). Cele mai bune site sunt cele din țesătură de nailon cu fir monofilament, deoarece prezintă ochiuri cu dimensiuni uniforme, sunt mai ușor de întreținut și se colmatează mai greu. În mod obișnuit asemenea site se folosesc în industria morăritului și în funcție de mărimea ochiurilor ele se clasifică prin numere (tabelul 4.1).

**Tabelul 4.1.** Principalele caracteristici ale țesăturilor din fire de mătase naturală folosite la confecționarea fileurilor planctonice (după Ionescu *et al.*, 1968).

| Sita nr. | Nr. fire/cm liniar | Numărul de ochiuri | Grosime medie a firului, în µm | Dimensiunea medie a ochiurilor sitei, în mm |
|---|---|---|---|---|
| 6 | 30 | 30 | – | 0,210 |
| 7 | 29-30 | 29-30 | 10 | 0,200 |
| 8 | 32 | 32 | – | 0,193 |
| 10 | 40 | 40 | – | 0,158 |
| 15 | 49 | 49 | 95,7 | 0,109 |
| 20 | – | – | – | 0,076 |
| 25 | 79 | 79 | 77 | 0,0594 |

Dimensiunile ochiurilor plasei fileului planctonic se aleg în funcție de categoria dimensională a zooplanctonului care urmează a fi studiată. În principiu, organismele a căror talie este mai mică decât dimensiunea ochiurilor trec prin sită, în timp ce organismele mai mari decât apertura ochiurilor sunt reținute de aceasta. În mod practic, organismele mai mici decât ochiurile sitei pot fi reținute din cauza colmatării progresive a plasei fileului sau din cauza prezenței apendicilor. De asemenea, organismele zooplanctonice mari pot evita capturarea prin înot activ. Prin urmare, dimensiunea ochiurilor se determină experimental. Uneori, pentru a colecta organisme zooplanctonice de dimensiuni cât mai diferite, se practică tractarea simultană a două fileuri planctonice cu dimensiuni diferite ale ochiurilor plasei: sita nr. 25 (cu ochiurile de 55 µm) pentru specii mici și sita nr. 8 (126 µm ) pentru cele mari. Pentru

colectarea celor mai mici forme din lacurile oligotrofe pot fi utilizate fileurile cu ochiurile de 28 sau chiar 10 μm.

**F. Procedeul de colectare calitativă a probelor**

Pentru prelevarea calitativă a zooplanctonului din apele de suprafaţă fileul planctonic, imersat complet în apă, se trage încet în urma ambarcaţiunii. Poziţia fileului în timpul colectării trebuie să fie aproape orizontală. Pentru aceasta de partea inferioară a gurii fileului se leagă un lest, iar de cea superioară un flotor. Apa care intră prin deschiderea fileului se filtrează prin pereţii sacului, iar organismele şi diferitele suspensii inerte, mai mari decât ochiurile plasei, sunt reţinute în sac şi antrenate în păhărelul colector. Astfel, în urma filtrării prin fileul planctonic se realizează şi o concentrare a zooplanctonului.

Volumul de apă filtrată depinde de gradul de troficitate al bazinului. Astfel, în bazinele oligotrofe se filtrează cca. 20-100 litri de apă, în timp ce în cele eutrofe numai 10 litri.

După tractare fileul se scoate din apă şi se clăteşte prin introducerea lui în apă până aproape de inelului metalic şi prin agitare puternică sau se spală prin exterior cu ajutorul unui furtun pentru a antrena organismele rămase pe sită în paharul colector. Materialul adunat în paharul colector (cca. 200 ml) este trecut în borcane de sticlă de 250-300 ml, cu gâtul larg şi cu dop rodat sau în bidoane din plastic cu dop filetat de aceeaşi capacitate. Imediat după aceasta probele se etichetează prin introducerea în recipientul cu proba de zooplancton a unui bileţel din hârtie de calc pe care s-a inscripţionat cu cerneală de India data, locul şi adâncimea prelevării, dimensiunea ochiurilor şi durata tractării fileului, precum şi alte informaţii relevante (Anexa 12). Nu se recomandă etichetarea prin lipirea unor autocolante pe recipientele cu probă, deoarece cu timpul acestea se pot desprinde. De asemenea, inscripţionarea suplimentară a recipientelor cu ajutorul unui marker rezistent la apă duce la o creştere a eficienţei în timpul sortării, deoarece probele concentrate de zooplancton pot obtura parţial sau total eticheta din interior.

**G. Conservarea şi păstrarea probelor.**

Studiul zooplanctonului este recomandabil a se efectua pe viu. De aceea, probele de zooplancton trebuiesc examinate într-un interval de timp cât mai scurt de la colectarea lui, deoarece în proba concentrată organismele planctonice consumă repede oxigenul şi mor. Probele de zooplancton pot fi menţinute în stare vie cel mult 10-12 ore, dacă sunt ţinute la frigider la o temperatură de circa 4°C.

În cazul în care nu există posibilitatea de a examina imediat probele se recomandă fixarea lor. Aceasta se face cel mai frecvent cu formol 10% (aldehidă formică ~3,7%), care se adaugă în proporţie de 9 părţi lichid de conservare la 1 parte biomasă planctonică. Deoarece formolul poate dizolva scheletele calcaroase ale unor zooplancteri, este necesară neutralizarea prealabilă a acestuia cu borax (30 g $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$ la 1 litru formaldehidă 37-40%). Probele fixate cu formol pot fi păstrate un timp practic nelimitat (Armstrong & Wickstead, 1962).

**H. Modul de lucru**

1. Proba concentrată de zooplancton se omogenizează energic, după care se ia cu ajutorul unei pipete o cantitate oarecare (în funcţie de densitatea zooplancterilor) şi se introduce într-o cutie Petri.

2. Materialul se triază sub aparatura optică (microscop sau lupă binoculară). La triere organismele sunt separate pe grupe sistematice (de exemplu, rotifere, copepode, cladocere etc.).

3. Identificarea zooplancterilor triaţi, pe cât posibil, până la nivel de specie cu ajutorul determinatoarelor.

BCU IASI

## 4.2.2. Analiza cantitativă a zooplanctonului

### A. Generalităţi

Analiza cantitativă a zooplanctonului constă în aprecierea numărului de organisme şi/sau a greutăţii lor dintr-un volum dat de apă. În funcţie de abundenţa zooplanctonului, densitatea şi biomasa se raportează la litru sau, mai rar, la metru cub de apă eşantionată (ex./l sau ex./$m^3$, respectiv mg/l sau g/$m^3$).

Raportarea rezultatelor se poate face fie separat pe grupe taxonomice, fie pe zooplancton total.

### B. Principiul metodei

Filtrarea unui anumit volum de apă; numărarea zooplancterilor dintr-un subeşantion al probei concentrate cu ajutorul camerelor de numărare; cântărirea organismelor; extrapolarea numărului de organisme găsite în subprobă examinată la volumul de apă filtrat.

### C. Materiale şi echipamente necesare

1. Fileu planctonic (vezi Metoda 4.2.1., Secţiunea E) prevăzut sau nu cu debitmetru.
2. Borcane de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg şi cu un volum de 250-300 ml.
3. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.
4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.
5. Pipete de sticlă prevăzute cu o pară de cauciuc.
6. Cutii Petri.
7. Camere de numărare gradate cu volum cunoscut de tip Sedgewick-Rafter, Kolkwitz sau Bogorov (vezi Secţiunea E de mai jos).
8. Pipetă Stempel (vezi Secţiunea E de mai jos).
9. Ace de wolfram prinse pe un mâner de lemn sau anse Irwin din aliaj nichel-crom cu bucla de 1 mm diametru.
10. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,0001 mg.

**D. Echipamente şi procedee de prelevare cantitativă a probelor**

Pentru prelevarea cantitativă a zooplanctonului este necesară filtrarea unui volum cunoscut de apă, stabilit în funcţie de abundenţa şi talia organismelor recoltate. Aceasta se poate aprecia pe baza observării *in situ* a unor probe orientative.

În principiu, prelevarea cantitativă a zooplanctonului presupune utilizarea a două mari categorii de instrumente:

- echipamente care se bazează pe colectarea unui volum cunoscut de apă şi filtrarea ulterioară a acesteia (batometre, pompe aspiratoare şi sonde tubulare pentru plancton);
- echipamente care se bazează pe filtrarea *in situ* a organismelor planctonice (fileuri planctonice, planctonometre).

Zooplanctonul de la suprafaţa apei (inclusiv hiponeustonul) poate fi colectat cantitativ prin scoaterea unui anumit volum de apă într-un recipient cu capacitate mare (găleată, canistră cu deschiderea largă) şi filtrarea lui prin fileul planctonic. Această ultimă operaţie se poate efectua la ţărm sau la bordul ambarcaţiunii, fileul fiind introdus parţial în apă pentru a evita deteriorarea organismelor fragile sau trecerea forţată a acestora prin ochiurile sitei.

Pentru colectarea cantitativă a probelor de zooplancton de la diferite adâncimi se pot folosi diferite *batometre* de capacitate mare (5-10 litri), cum ar fi, de exemplu, cele de tip Ruttner, Friedinger sau Van Dorn (vezi Capitolul 1, paragraful 1.2). Utilizarea batometrelor este indicată pentru lacurile eutrofe puţin adânci, bălţi şi iazuri, deoarece în acest caz abundenţa mare a sestonului poate determina o colmatare rapidă a ochiurilor fileurilor planctonice, atunci când se urmăreşte distribuţia verticală a zooplancterilor la o scară mică sau atunci când se eşantionează zona litorală şi apa din apropierea fundului (de Bernardi, 1984). De asemenea, utilizarea batometrelor se pretează pentru studiul zooplancterilor de talie mică, cum ar fi protozoarele şi rotiferele.

*Prelevatorul de tip Patalas* (fig. 4.11) reprezintă un tip special de batometru destinat îndeosebi pentru colectarea probelor de zooplancton. Deşi de construcţie foarte simplă, acest instrument este extrem de eficient. Capacele prelevatorului Patalas se închid în mod automat sub

propria lor greutate în momentul opririi lui din coborâre. O simplă smucitură a cablului cu care este coborât este de ajuns pentru a-l închide cu croşetele de închidere. Comparativ cu batometrele obişnuite prelevatorul Patalas prezintă avantajul unei închideri rapide şi deschidere mare, ceea ce reduce reacţiile de evitare a instrumentului de către speciile bune înotătoare. Acest prelevator poate fi manipulat cu uşurinţă de un singur om chiar şi într-o barcă mică.

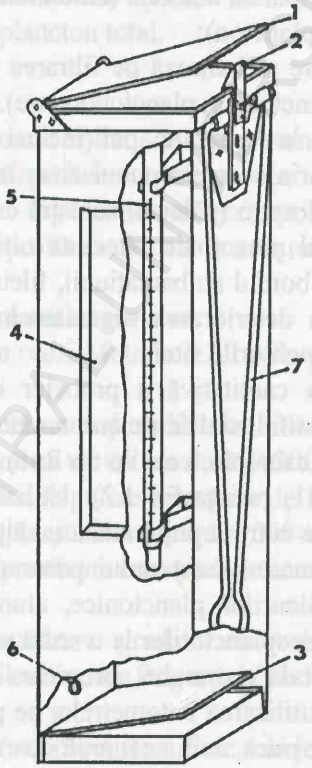



**Figura 4.11.** Prelevatorul Patalas: 1 – capac superior; 2 – cârlig de închidere; 3 – capac inferior; 4 – geam de sticlă; 5 – termometru; 6 – orificiu de evacuare; 7 – ansă (după Lamotte & Bourlière, 1971).

Probele de apă colectate printr-unul din procedeele descrise mai sus sunt apoi filtrate printr-un fileu planctonic parțial imersat într-o găleată cu apă. Pentru filtrarea organismelor se poate folosi și un dispozitiv special care constă dintr-o pâlnie din plastic acrilic transparent (plexiglas) în care sunt practicate trei ferestre acoperite cu o plasă de nailon (fig. 4.12). Volumul pâlniei și dimensiunile ochiurilor plasei se vor stabili în funcție de volumul de apă filtrat și de mărimea organismelor care urmează a fi reținute.

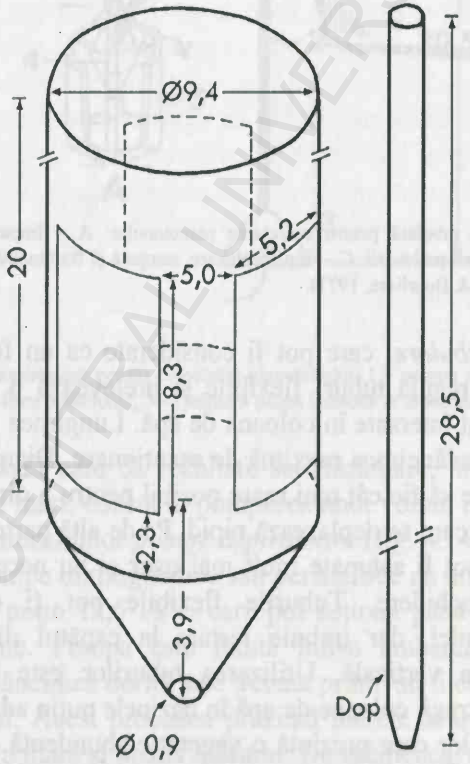



**Figura 4.12.** Pâlnie de concentrare a zooplanctonului; toate dimensiunile sunt în cm (după de Bernardi, 1984).

BCU IASI CENTRALA UNIVERSITARA

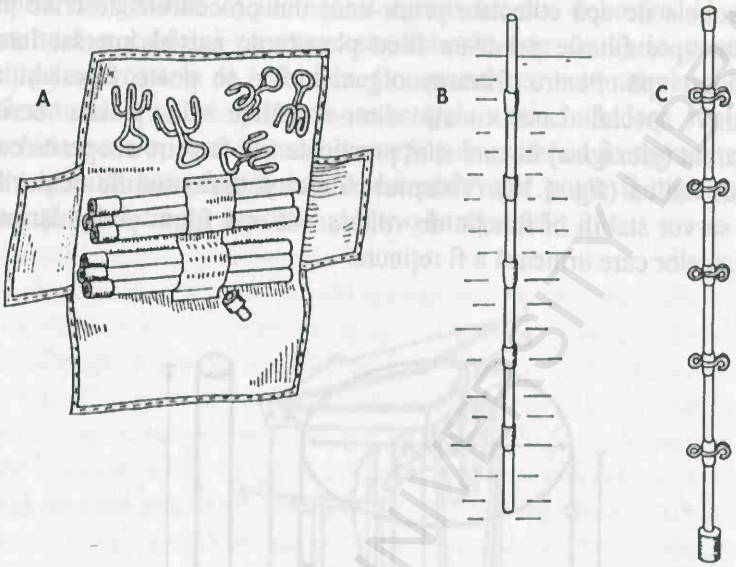



**Figura 4.13.** Sondă tubulară pentru colectarea planctonului: A – împachetarea sondei şi a anexelor; B – în timpul prelevării; C – după prelevare, astupată şi fracţionată cu ajutorul clemelor Mohr (după Lamotte & Bourlière, 1971).

*Sondele tubulare*, care pot fi considerate ca un fel de batometre lungi, sunt de regulă tuburi flexibile şi prelevează o probă integrată atunci când sunt imersate în coloana de apă. Lungimea acestora trebuie să fie egală cu adâncimea maximă de eşantionare. Diametrul interior al tuburilor trebuie să fie cât mai mare posibil pentru a diminua pierderile zooplancterilor care se deplasează rapid. Pe de altă parte, tuburile cu un diametru mic pot fi astupate mult mai uşor şi nu necesită dispozitive speciale de închidere. Tuburile flexibile pot fi operate de pe ambarcaţiuni mici, dar trebuie lestate la capătul distal pentru a-i menţine poziţia verticală. Utilizarea tuburilor este indicată pentru eşantionarea întregii coloane de apă în bazinele puţin adânci sau în zona litorală a lacurilor care prezintă o vegetaţie abundentă. Tuburile rigide transparente pot fi folosite pentru colectarea unor volume mici de apă din zona litorală a lacurilor, din bălţi şi heleşteie (fig. 4.13).

Dezavantajul sondelor tubulare constă în faptul că acestea nu pot furniza date referitoare la distribuţia verticală a zooplanctonului.

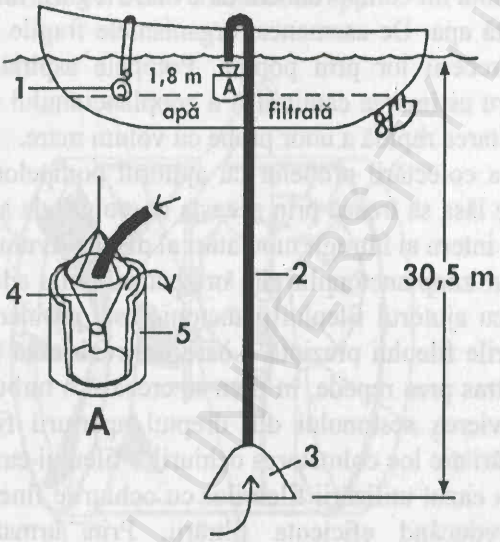



**Figura 4.14.** Pompă aspiratoare pentru colectarea planctonului: 1 – pompa de apă; 2 – sifon; 3 – conul de aspirare; 4 – fileu planctonic; 5 – recipient (după Lamotte & Bourlière, 1971).

O altă metodă care dă rezultate satisfăcătoare, în special pentru apele curgătoare mari, constă în pomparea unui volum cunoscut de apă prin filtre cu ajutorul unor *pompe aspiratoare* (fig. 4.14). Se pot folosi în acest scop pompe diafragmatice sau peristaltice cu un debit continuu constant de cel puţin 12,5 l/s şi care pot acţiona până la aproximativ 100 m adâncime. Pompa este fixată într-o ambarcaţiune, iar apa aspirată de la adâncimea dorită este trecută printr-un fileu sau filtru care reţine planctonul. Acest procedeu prezintă marele avantaj că volumul de apă filtrat este mare şi precis măsurat. De asemenea, colmatarea este efectiv evitată, se poate cunoaşte cu exactitate adâncimea de la care provin probele şi se pot obţine în acelaşi timp probe de apă pentru analiza fizico-chimică. Totuşi, această metodă prezintă şi o serie de

dezavantaje. În primul rând, adâncimea de prelevare este limitată de lungimea furtunului şi de puterea pompei. Apoi, o serie de organisme planctonice agile, cum ar fi *Daphnia* sp., *Leptodora* sp. sau copepodele adulte, prezintă un comportament de evitare a gurii furtunului prin care este pompată apa. De asemenea, organismele fragile pot fi deteriorate în timpul trecerii lor prin pompă. Pompele aspiratoare se folosesc numai pentru estimarea cantitativă a zooplanctonului de talie mică sau pentru recoltarea rapidă a unor probe cu volum mare.

Înaintea colectării probelor cu ajutorul pompelor aspiratoare este necesar a se lăsa să treacă prin aceasta un volum de apă de cel puţin 3 ori volumul intern al întregii tubulaturi al dispozitivului.

În cazul zooplanctonului din orizonturile mai adânci eşantionarea cantitativă cu ajutorul fileului planctonic este problematică. În primul rând, ochiurile fileului prezintă o oarecare rezistenţă la curent şi, dacă acesta este tras prea repede, în fileu se creează o turbulenţă a apei care duce la devierea sestonului din dreptul aperturii fileului. Apoi, pe măsura filtrări are loc colmatarea ochiurilor fileului cu materialul filtrat, în special în cazul utilizării fileurilor cu ochiurile fine în ape bogate în plancton, reducând eficienţa filtrării. Prin urmare, numărul de organisme capturate va fi întotdeauna mai mic decât cel din volumul de apă care trece prin fileu. În acest sens, pentru a asigura o filtrare cât mai eficientă, fileul trebuie tras cu o viteză mică, iar tractarea să nu se facă pe o distanţă prea mare. De regulă, se recomandă o tractare a fileului timp de maxim 10 minute la o viteză ce nu trebuie să depăşească 30 m/min.

În situaţia ideală, în care toată apa care intră în fileu este filtrată, volumul de apă filtrat poate fi estimat în mod indirect ca fiind egal cu volumul coloanei de apă traversate de fileu:

$$V = \pi r^2 d \qquad (4.10)$$

unde: $V$ = volumul de apă filtrat de fileul planctonic, în $m^3$;
$r$ = raza deschiderii fileului, în metri;
$d$ = distanţa pe care a fost tractat fileul, în metri.

În realitate, volumul de apă filtrat va fi întotdeauna mai mic decât cel calculat din cauza colmatării parțiale a ochiurilor fileului. De aceea, această metodă poate fi utilizată doar pentru estimări orientative sau în cazul unor prelevări pe verticala coloanei de apă.

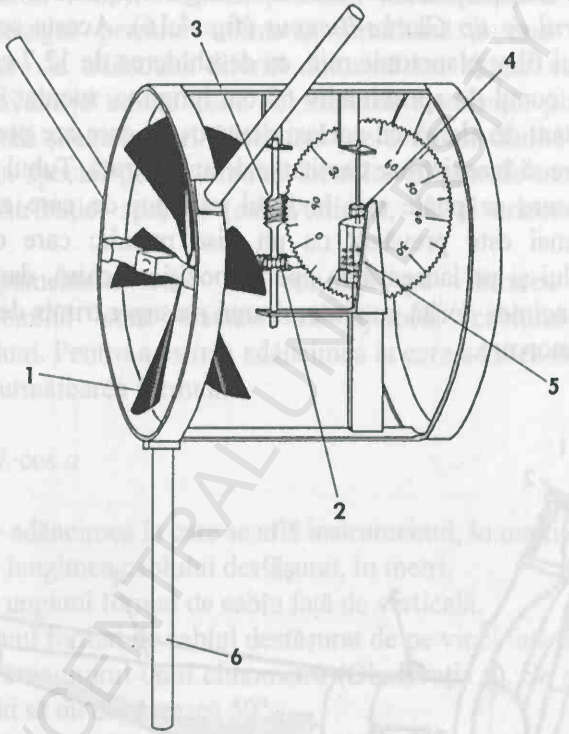



**Figura 4.15.** Debitmetru Harvey: 1 – elice; 2 – melcul rotorului care pune în mișcare roata dințată a axului vertical; 3 – melc care pune în mișcare roata dințată înregistratoare; 4 – roată dințată care pune în mișcare melcul roții dințate înregistratoare; 5 – contor; 6 – sistem de prindere de rama fileului (după Newell & Newell, 1977).

Pentru o măsurare mai precisă a volumul de apă filtrat se folosesc diferite *debitmetre* care se atașează pe fileu. Cel mai bine cunoscut model este *debitmetrul Harvey* (fig. 4.15). Acestea prezintă niște elice care sunt acționate de fluxul de apă și un contor care înregistrează

numărul de rotaţii şi funcţionează pe acelaşi principiu ca şi apometrele de apartament. Cea mai bună poziţie a debitmetrului nu este în mijlocul deschiderii fileului, ci la jumătatea distanţei dintre centru şi marginea inelului gurii fileului.

Dintre diferitele instrumente special proiectate pentru prelevarea cantitativă a zooplanctonului cea mai largă răspândire a căpătat *planctonometrul de tip Clarke-Bumpus* (fig. 4.16). Acesta se prezintă sub forma unui fileu planctonic mic, cu deschiderea de 12,7 cm sau de 30,5 cm şi cu conul de aproximativ 60 cm lungime, montat în spatele unui tub pivotant de alamă cu acelaşi diametru şi care are prevăzut un debitmetru care să înregistreze cantitatea de apă filtrată. Tubul este fixat pe un cadru care se poate roti în jurul cablului de care este fixat. Prelevatorul mai este prevăzut cu un disc metalic care obturează apertura fileului şi se lansează în apă în poziţie închisă, dar poate fi deschis la adâncimea dorită cu ajutorul unui mesager trimis de-a lungul cablului de remorcare.

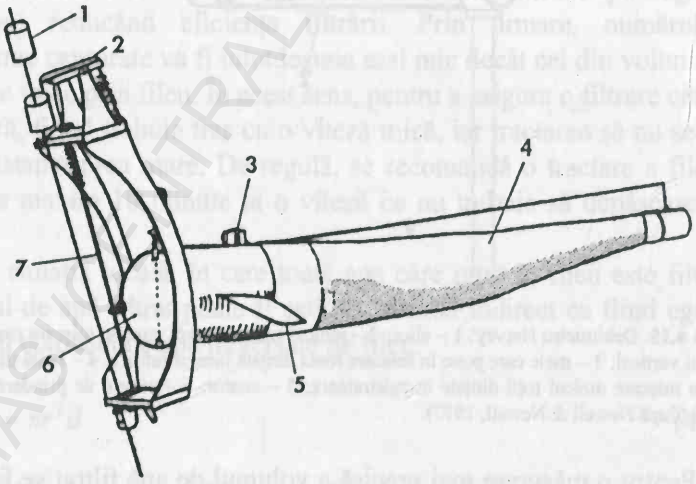



**Figura 4.16.** Planctonometrul de tip Clarke-Bumpus: 1 – primul mesager; 2 – declanşator; 3 – debitmetru; 4 – fileu planctonic; 5 – stabilizator; 6 – obturatorul aperturii; 7 – tija declanşatorului (după Omori & Ikeda, 1992).

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Prelevatorul Clarke-Bumpus poate fi manevrat cu uşurinţă de pe o ambarcaţiune mică şi poate fi echipat cu site de diferite dimensiuni pentru prelevarea organismelor de talii cât mai variate. Acesta poate fi utilizat cu rezultate bune pentru colectarea probelor de zooplancton în tractări orizontale, verticale şi sinusoidale într-o anumită pătură de apă (de Bernardi, 1984). În plus, prezenţa declanşatorului pentru un al doilea mesager permite utilizarea simultană a mai mult multor prelevatoare la adâncimi diferite folosind un singur cablu. Aceasta prezintă avantaje atunci când se studiază distribuţia planctonului în lacurile mari şi/sau adânci. Utilizarea prelevatorul Clarke-Bumpus este indicată în special pentru studiul lacurilor oligotrofe mari sau pentru studiul distribuţiei spaţiale (atât verticale, cât şi orizontale) la scară mare.

Echipamentele care se bazează pe filtrarea *in situ* a zooplanctonului sunt tractate cu ajutorul cablului în spatele ambarcaţiuni. Pentru a estima adâncimea la care acestea sunt tractate se foloseşte următoarea formulă:

$$D = L \cdot \cos \alpha \qquad (4.11)$$

unde: $D$ = adâncimea la care se află instrumentul, în metri,

$L$ = lungimea cablului desfăşurat, în metri;

$\alpha$ = unghiul format de cablu faţă de verticală.

Unghiul format de cablul desfăşurat de pe vinci faţă de verticală se stabileşte cu ajutorul unui clinometru (Observaţia a). Se recomandă ca acest unghi să nu depăşească 50°.

Tractarea se face în linie dreaptă deoarece orice abatere de la această traiectorie determină coborârea fileului planctonic la o adâncime mai mare, dar se poate face şi o tractare pe un cerc cu raza foarte mare. Viteza de tractare trebuie să fie constantă şi cuprinsă între 50 şi 125 m/min. Colectarea probelor se poate face prin tractarea fileului planctonic în plan orizontal, succesiv la diferite adâncimi sau în plan vertical, prin ridicarea fileului de pe fund către suprafaţă.

**E. Numărarea organismelor**

Organismele planctonice de talie mare sunt relativ puţin abundente în proba concentrată şi de aceea pot fi numărate integral prin transferarea probei într-un vas plat şi puţin adânc şi examinarea ulterioară cu ochiul liber sau cu o lupă de mână. Această numărătoare se face întotdeauna prima, iar proba este trecută înapoi în recipient.

În cazul organismelor zooplanctonice mici, care adesea sunt prezente în probe în număr extrem de mare, numărarea tuturor organismelor din probă ar fi practic imposibilă sau ar necesita un timp prea mare. De aceea, pentru numărarea lor se recurge la fracţionarea probei totale omogenizate în subprobe mai mici în care organismele se examinează şi se numără în totalitate.

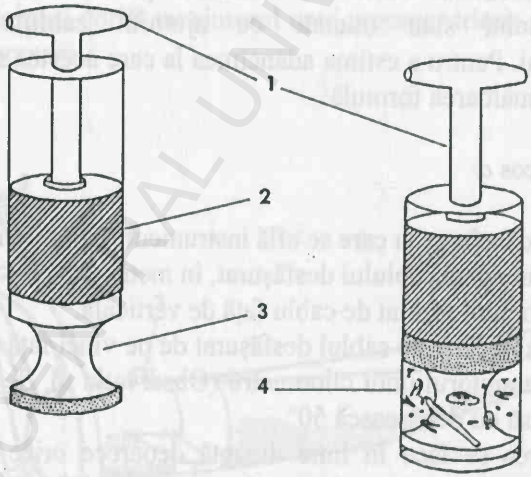



**Figura 4.17.** Pipetă Stempel: 1 – mâner; 2 – piston; 3 – canelură; 4 - plancton (după Newell & Newell, 1977).

Cel mai simplu mijloc de extragere rapidă a unor volume mici din proba totală omogenizată este folosirea pipetei Stempel (fig. 4.17). Aceasta constă dintr-o siringă cu gura largă cu un piston al cărui parte inferioară are forma de clepsidră. Atunci când pistonul este ridicat, un

volum cunoscut (de regulă de 1 ml) este prins între acesta şi pereţii siringii. Acesta este apoi distribuit în cutii Petri şi examinat la lupa binoculară sau la microscop. Pentru a uşura numărarea, cutia Petri poate fi aşezată deasupra unei coli de hârtie milimetrică, ceea ce permite numărarea sistematică a organismelor pătrăţel cu pătrăţel.

Pentru numărarea directă a zooplancterilor mici sunt folosite nişte *celule* sau *camere de numărare*. Dintre diferitele tipuri de camere de numărare o largă utilizare au căpătat cele de tip Sedgewick-Rafter sau de tip Kolkwitz pentru microzooplancton sau tăviţele de tip Bogorov pentru macrozooplancton.

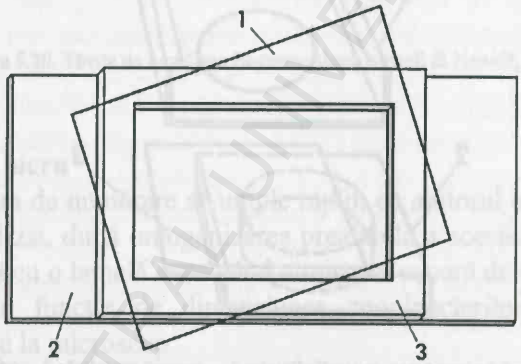



**Figura 4.18.** Cameră de numărare de tip Sedgewick-Rafter: 1 – lamelă; 2 – lamă-suport; 3 – ramă de sticlă.

*Celula de numărare Sedgewick-Rafter* (fig. 4.18) constă în principiu dintr-o ramă de sticlă sau de alamă dreptunghiulară sudată pe o placă sau lamă suport din sticlă, delimitând în acest fel un volum de apă determinat. Volumul camerei de numărare poate fi de 1, 2 sau chiar 3 ml, în funcţie de concentraţia probei luate în lucru. De exemplu, o celulă de numărare cu un volum de 1 ml (= 1000 $mm^3$) are 50 mm lungime, 20 mm lăţime şi 1 mm adâncime. Suprafaţa lamei suport, respectiv fundul camerei de numărare, sau capacul de sticlă cu care se acoperă (având grosimea de 0,5 mm) poate fi divizat, prin gravare, în

pătrăţele de 1 $mm^2$; reţeaua respectivă uşurează înregistrarea organismelor.

*Camera de numărare de tip Kolkwitz* (fig. 4.19) se aseamănă cu cea de tip Sedgewick-Rafter, deosebirea constând doar în faptul că rama este circulară. În plus, pentru a împiedicată alunecarea accidentală a lamelei de pe camera de numărare ansamblul este montat într-o carcasă metalică specială. Volumul camerei de numărare Kolkwitz poate varia de la 1 la 20 ml.

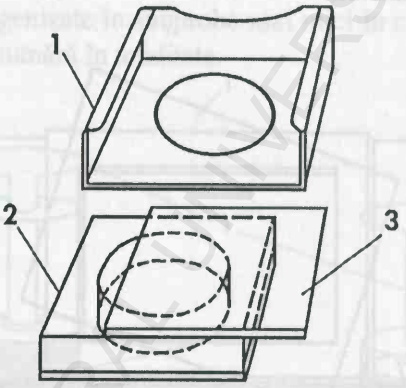



**Figura 4.19.** Cameră de numărare de tip Kolkwitz: 1 – carcasă metalică; 2 – prisma de sticlă; 3 – lamelă (după Ionescu *et al.*, 1968).

*Tăviţa de numărare Bogorov* (fig. 4.20) constă dintr-o placă de sticlă (adeseori este preferabilă sticla neagră) de 13,5 cm lungime şi 6,75 cm lăţime de care sunt lipite fâşii de sticlă oblică în aşa fel încât să formeze trei şanţuri, cele două şanţuri exterioare fiind conectate de cel median la capete opuse. Pe partea inferioară a plăcii de sticlă sunt lipite două baghete subţiri de sticlă care acţionează ca nişte şine şi împiedică totodată aderarea plăcii de măsuţa lupei binoculare, chiar şi atunci când este umezită. Volumul tăviţei Bogorov este de 10 ml sau chiar mai mare.

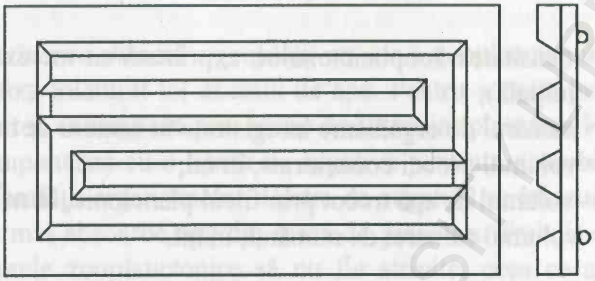


**Figura 5.20.** Tăviţa de numărare Bogorov (după Newell & Newell, 1977).

**F. Modul de lucru**

1. Camera de numărare se umple rapid, cu ajutorul unei pipete, cu proba de analizat, după omogenizarea prealabilă a acesteia (Observaţia b), se acoperă cu o lamelă executând o mişcare uşoară de translaţie şi se analizează, în funcţie de dimensiunea zooplancterilor fie la lupa binoculară, fie la microscop.

2. Toate organismele cuprinse în masa apei, în pelicula superficială şi pe fundul celulei se numără separat pe specii (Observaţia c şi d). Adeseori este necesar a se lua anumite organisme din camera de numărare pentru a putea fi studiate la o putere de mărire mai mare. Acest lucru se poate face cu ajutorul unei pipete de sticlă prevăzută cu o pară de cauciuc sau cu ajutorul unei anse de wolfram montate în vârful unui beţişor de lemn.

**G. Calcul**

Numărul de organisme găsit în volumul de apă de analizat se raportează la cantitatea iniţială de apă luată în lucru, folosindu-se relaţia:

$$A = \frac{a \cdot n}{V \cdot v} \qquad (4.12)$$

unde: $A$ = densitatea zooplanctonului, exprimată ca nr. ex./$m^3$ (proba inițială);
$a$ = numărul de organisme înregistrate în camera de numărare;
$n$ = volumul probei concentrate, în ml;
$V$ = volumul de apă trecut prin fileul planctonic, în $m^3$;
$v$ = volumul camerei de numărat, în ml.

**H. Determinarea biomasei zooplanctonului**

Determinarea biomasei zooplanctonului se poate face în mod direct, prin cântărirea organismelor la o balanță, sau în mod indirect, prin măsurarea volumului realizat de zooplancteri şi transformarea unităților de volum în unități de greutate. Valorile biomasei pot fi exprimate volumetric, sub formă de volum sedimentat sau volum dezlocuit, gravimetric (în mg), ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată (organică), sau calorimetric (în cal) pe unitatea de volum (litru sau $m^3$).

O metodă directă de estimare aproximativă a biomasei constă în *măsurarea volumului sedimentat.* Pentru aceasta conținutul recipientului cu proba concentrată de zooplancton se varsă într-un cilindru gradat, se amestecă uşor cu o baghetă de sticlă, se lasă un timp suficient pentru ca tot planctonul să se depună complet pe fundul cilindrului (~24 ore) şi se măsoară volumului realizat de zooplancton. Considerând că densitatea organismelor planctonice este apropiată de cea a apei (adică ceva mai mult de 1 $g/cm^3$), unitățile de volum sunt convertite în unități de greutate ($10^6$ $\mu m^3 \approx 1$ $\mu g$).

În mod alternativ, biomasa poate fi estimată prin *determinarea volumului dezlocuit* de către plancton. Pentru aceasta mai întâi se măsoară volumul total al probei concentrate împreună cu lichidul conservant, după care planctonul este filtrat într-o pâlnie cu hârtie de filtru şi se măsoară din nou volumul lichidului rezultat. Volumul planctonului se calculează pe baza diferenței dintre cele două volume.

Dezavantajul determinării volumului sedimentat şi a volumului dezlocuit constă în faptul că acestea iau în calcul şi apa dintre organisme.

*Determinarea directă a greutăţii umede* a zooplanctonului se face după ce a fost înlăturat tot excesul de apă. Pentru aceasta proba totală de zooplancton se filtrează prin hârtie de filtru, iar planctonul reţinut pe filtru se tamponează cu o hârtie de sugativă pentru a absorbi apa care aderă la suprafaţa organismelor. Hârtia de sugativă se înlocuieşte până când ea nu mai absoarbe apă din masa de plancton. Trebuie avut grija ca organismele zooplanctonice să nu fie strivite, ceea ce ar duce la pierderea apei de constituţie. Apoi zooplanctonul se cântăreşte la balanţa analitică.

Pentru *determinarea greutăţii uscate* se procedează în felul următor (Observaţia e):

1. O hârtie de filtru Whatman GF/G se cântăreşte şi se umezeşte cu apă distilată în pâlnia dispozitivului de filtrare cuplat la o pompă de vid (vezi Metoda 4.1.1., Secţiunea G).

2. Pe hârtia de filtru se introduce proba de zooplancton şi se filtrează la o presiune de aproximativ 250 mm col. Hg până la eliminarea totală a apei.

3. După eliminarea apei, filtrul împreună cu organismele pe care le conţine se usucă în etuvă la 60-70°C până la o greutate constantă. Până la cântărire filtrul proba se va ţine în exicator.

4. Filtrul se cântăreşte din nou şi se calculează greutatea uscată a zooplanctonului ca fiind diferenţa dintre greutatea obţinută şi greutatea iniţială a filtrului.

Pentru *determinarea greutăţii calcinate* (*organice*) mai întâi se determină greutatea uscată zooplanctonului. Apoi proba de zooplancton se introduce într-un creuzet de porţelan şi se calcinează într-un cuptor electric la 450-500°C până la o greutate constantă. După calcinare materialul se răceşte în exicator şi se cântăreşte din nou. Greutatea calcinată se calculează prin scăderea greutăţii probei după calcinare din greutatea uscată.

*Determinarea indirectă a greutăţii.* Din cauza dimensiunilor foarte mici ale organismelor zooplanctonice, determinarea biomasei prin cântărire este adeseori dificilă. Din acest motiv, estimarea biomasei zooplanctonului se face cel mai frecvent în mod indirect, pe baza unor corelaţii dintre dimensiunea organismelor şi volumul sau greutatea lor. Relaţia dintre greutatea organismului şi lungimea sa poate fi exprimată cu ajutorul următoarei formule empirice:

$$W = aL^b \quad \text{sau} \quad \log W = \log a + b \log L \qquad (4.13)$$

unde: $W$ = greutatea uscată a organismului, în µg;
$L$ = lungimea corpului, în mm;
$a$ şi $b$ = constante (cel mai frecvent $b \approx 3$).

Lungimea corpului se măsoară cu exactitate cu ajutorul unui micrometru-ocular montat pe un microscop. Organismele de ordinul câtorva milimetri pot fi măsuraţi sub lupa binoculară după ce au fost plasaţi pe o lamă de sticlă care prezintă o riglă fină (de aproximativ 20 mm lungime). Animalele cu corpul curbat trebuiesc întinse. Dacă organismul este deteriorat, astfel încât măsurarea lungimii totale a corpului este imposibilă, estimarea lungimii corpului se poate face prin măsurarea lungimii anumitor părţi ale corpului (de ex. a carapacei sau uropodelor, care sunt uşor de măsurat şi prezintă o creştere proporţională cu lungimea corpului) şi prin folosirea unui factor de conversie adecvat.

Pentru determinarea biomasei se pot folosi, de asemenea, tabele speciale care conţin greutăţile medii ale zooplancterilor din anumite regiuni geografice (vezi Anexa 13).

Conversia biomasei zooplanctonice în energie se poate face conform relaţiei: 1 g substanţă uscată = 5000 cal.

**I. Observaţii**

(a) În lipsa clinometrului se poate pleca de la faptul că la un unghi de 45°, care poate fi uşor apreciat vizual, cos 45° = 0,7. Astfel, pentru a

atinge adâncimea dorită se desfăşoară de pe vinci o lungime a cablului de 1,4 ori mai mare.

(b) Proba totală se omogenizează prin scuturare viguroasă şi nu prin agitarea recipientului în plan orizontal. Învârtirea flaconului într-un singur plan va produce un curent circular al lichidului care va avea un efect de sortare a planctonului datorită forţei centrifuge. Astfel, organismele mai mici vor avea tendinţa de a fi antrenate de vârtej la periferia lichidului, în timp ce organismele mai mari vor tinde să rămână în apropierea centrului.

(c) Pentru numărarea organismelor zooplanctonice se consideră ca satisfăcătoare subproba care conţine între 100 şi 400 exemplare. În cazul numărării a 100 de organisme într-o cameră de numărare limita de confidenţă (încredere) de 95% este de aproximativ ±20%. În cazul numărării a 400 de organisme limita de confidenţă de 95% este de aproximativ ±10%.

(d) Dacă numărul de organisme din camera de numărare este mai mare de 400 se recomandă diluarea subprobei de un număr corespunzător de ori până ce numărul de indivizi din camera de numărare va fi de aproximativ 100 sau 400. În acest caz rezultatul numărătorii se multiplică cu numărul de câte ori a fost diluată subproba.

(e) Determinarea greutăţii uscate sau a greutăţii calcinate trebuie să se facă pe organisme vii, deoarece în cazul organismelor fixate cu formol volumul şi greutatea probelor de zooplancton scade odată cu timpul. În cazul în care există numai organisme fixate, determinarea greutăţii uscate sau a greutăţii calcinate se va face la aproximativ o lună după fixare, atunci când greutatea oarecum se stabilizează.

BCU IASI

# Capitolul 5
# ANALIZA NECTONULUI

## 5.1. ANALIZA CALITATIVĂ A NECTONULUI

**A. Generalităţi**

Peştii reprezintă componenta cea mai importantă a nectonului, având în acelaşi timp şi cea mai mare importanţă economică. Studiul compoziţiei şi structurii ihtiocenozelor prezintă anumite dificultăţi în ceea ce priveşte eşantionarea, atât din cauza naturii mediului acvatic, cât şi datorită faptului că peştii sunt organisme de dimensiuni extrem de variabile şi sunt înzestrate cu o mobilitate foarte mare.

**B. Principiul metodei**

Capturarea peştilor prin diferite metode. Stabilirea compoziţiei specifice, a abundenţei şi structurii pe vârste a populaţiilor de peşti. Numărarea şi măsurarea parametrilor biologici (dimensiuni, greutate).

**C. Materiale necesare**

1. Ustensile pentru colectarea peştilor (vezi Secţiunea E de mai jos).
2. Containere pentru transportul peştilor.
3. Chei de determinare pentru peşti.
4. Riglă gradată în milimetri sau şubler.
5. Balanţă tehnică cu o sensibilitate de ±0,01 g.
6. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 50×.

BCU Alexandru Ioan Cuza University Library

7. Pensete.
8. Lame pentru microscopie.
9. Soluţie de amoniac 3-5%.
10. Soluţie de albastru de metil 5%.

**D. Stabilirea numărului şi mărimii staţiilor de prelevare a probelor**

Strategia de eşantionare selectată trebuie să ofere o imagine adecvată asupra stării de sănătate a ihtiocenozelor pentru momentul şi locul dat. Pentru asigurarea repetabilităţii, efortul de pescuit, tipul de echipament de colectare şi procedeul de eşantionare trebuie să fie acelaşi de fiecare dată.

În vederea obţinerii unor date relevante asupra compoziţiei şi structurii ihtiofaunei este necesar ca numărul de staţilor eşantionate să fie suficient. Numărul de staţii eşantionate (n) depinde de variaţia spaţială dintre diferitele staţii. Aceasta din urmă se exprimă prin coeficientul de variaţie a abundenţei peştilor în fiecare staţie:

$$CV = \frac{SD}{\overline{x}} \qquad (5.1)$$

unde: $CV$ = coeficientul de variaţie a abundenţei;
$SD$ = deviaţia standard dintre staţii;
$\overline{x}$ = abundenţa medie a populaţiei de peşti.

Pentru a compara diferite populaţii (analiza spaţială), în tabelul 5.1 sunt date indicaţii privind numărul minim de staţii în funcţie de valoarea coeficientului de variaţie. În cazul analizei temporale numărul de staţii poate fi mai mic.

Staţiile de eşantionare alese trebuie să fie reprezentative pentru bazinul acvatic respectiv. În cazul apelor stătătoare staţiile de colectare se fixează la coada lacului, în zona centrală şi la baraj.

Mărimea staţiilor de prelevare depinde de mărimea bazinului şi de diversitatea habitatelor. În apele curgătoare în cadrul fiecărei staţii se va pescui pe un tronson al cărui lungime este de cel puţin 20 ori mai mare decât lăţimea albiei minore. Pentru râurile mari, în care condiţiile de

mediu sunt relativ uniforme, este suficient a se eşantiona o lungime a cursului de apă de 10 ori mai mare decât lăţimea. În cazul râurilor care prezintă gradienţi ai vitezei curentului de apă este important ca eşantionarea să se facă pe întreaga lăţime a staţiei sau pe o lăţime cât mai mare cu putinţă. În apele stătătoare aria eşantionată trebuie să fie de cel puţin 100 $m^2$, dar în general o captură de 200 de peşti se consideră ca fiind satisfăcătoare.

**Tabelul 5.1.** Numărul minim de staţii eşantionate în funcţie de valoarea coeficientului de variaţie (după SR EN 14011/2003).

| Coeficient de variaţie (CV) | Numărul minim de staţii (n) |
|---|---|
| 0,2 | 3 |
| 0,4 | 4 |
| 0,6 | 9 |
| 0,8 | 16 |

Stabilirea perioadei de colectare a peştilor trebuie să ţină cont de ciclurile de biologice ale speciilor-ţintă. În majoritatea cazurilor eşantionarea se face către sfârşitul perioadei de creştere, atunci când juvenilii ating o talie suficient de mare pentru a putea fi capturaţi. Colectarea probelor eşalonate în timp din acelaşi loc se face la aceleaşi date calendaristice şi în condiţii hidrologice asemănătoare. Colectarea activă a peştilor se face în general ziua.

**E. Ustensile şi procedee de eşantionare a peştilor**

Metodele şi uneltele de eşantionare a peştilor variază în funcţie de scopul ştiinţific urmărit, de tipul de ecosistem cercetat şi de dimensiunile şi comportamentul speciilor care urmează a fi capturate.

În principiu, metodele de eşantionare a peştilor în scopuri ştiinţifice pot fi grupate în două mari categorii: metode bazate pe colectarea peştilor şi metode bazate pe observaţii *in situ*.

În categoria metodelor bazate pe capturarea peştilor se pot distinge metode active de capturare şi metode pasive de capturare a peştilor.

Eficienţa uneltelor active de colectare (pescuitul electric, năvodul, volocul) poate varia considerabil în funcţie de perioada zilei în care sunt utilizate.

*Pescuitul electric* (*electronarcoza*) se foloseşte în special în apele curgătoare cu adâncime şi lăţime redusă. Principalul avantaj al acestei metode este acela că în cazul apelor curgătoare mici colectarea este aproape integrală (se capturează întreaga populaţie). De asemenea, această metode este non-letală, peştii revenindu-şi rapid la starea fiziologică normală, fără efecte dăunătoare.

Aparatul pentru pescuit electric compune dintr-un generator de câmp electric, un panou de comandă, cabluri, întrerupător de siguranţă şi electrozi. Generatorul poate produce după caz curent continuu, pulsatoriu sau alternativ. Cel mai indicat în pescuitul electric este curentului electric direct continuu (CCD) întrucât acesta este nepericulos pentru peşti şi pentru om. De regulă, se foloseşte un curent cu o tensiune de 600-750 V. Curentul continuu pulsatoriu (CCP) este mai puţin utilizat deoarece poate avea efecte negative ireversibile asupra ihtiofaunei. Tensiunea maximă utilizată pentru acest tip de curent este de 1000 V. Curentul alternativ (CA), prezent în reţeaua de distribuţie a curentului electric şi având o tensiune de 220 V şi o frecvenţă de 60 Hz, este periculos pentru peşti şi pentru om şi de aceea utilizarea lui pentru pescuitul electric este interzisă.

Comportamentul peştilor în câmpul electric se datorează permeabilităţii tegumentului peştilor la acţiunea câmpului şi a activităţii nervoase proprii din muşchii în contracţie. Diferenţa de potenţial dintre cap şi coadă (care este cu atât mai mare cu cât peştele este mai mare) se datorează întretăierii cu liniile de forţă ale câmpului electric. Diferenţa de potenţial acţionează asupra nervilor şi muşchilor care intră în contracţie şi orientează peştele cu capul către anod (galvanotaxie). Acţiunea curentului asupra peştilor depinde de diametrul anodului, fiind cu atât mai mare cu cât diametrul acestuia este mai mare.

Alegerea tipului de curentului electric utilizat (CCD sau CCP) se face în funcţie de temperatura şi conductivitatea apei în care se

realizează pescuitul, de mărimea bazinului şi de speciile de peşti care se preconizează a fi capturate.

În pâraie şi râurile mici pescuitul electric se face de la mal sau în vad. În apele a căror adâncime este mai mare de 0,5-0,7 m pescuitul electric se face din barcă.

*Sculele filtratoare* (*plasele*) se folosesc în cazul lacurilor naturale şi artificiale (de acumulare sau de baraj) cu o suprafaţă şi o adâncime foarte mare. Capturarea peştilor cu ajutorul sculelor filtratoare poate oferi capturi importante din punct de vedere cantitativ. Dezavantajul sculelor filtratoare constă în costul lor ridicat şi manipularea greoaie şi uneori chiar dificilă. Dimensiunile ochiurilor sculelor filtratoare sunt variabile în funcţie de specia-ţintă, fiind reglementate prin legislaţia în vigoare, dar în general pentru pescuitul ştiinţific sunt permise plase cu ochiurile mai mici decât pentru pescuitul industrial.

Din categoria sculelor filtratoare pentru capturarea peştilor se folosesc atât *unelte de pescuit activ*, cât şi *unelte de pescuit pasiv*.

Colectarea activă se face cu ajutorul năvoadelor şi volocului.

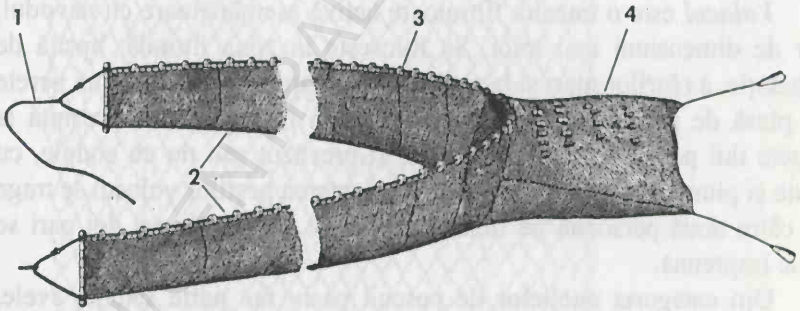



**Figura 5.1.** Năvod: 1 – codulă; 2 – aripi; 3 – plute; 4 – matiţă (după Antipa, 1916).

*Năvoadele* (fig. 5.1) tractate utilizate în pescuirile experimentale (ştiinţifice) sunt de dimensiuni mici, fiind formate dintr-o plasă dreptunghiulară de 2-2,5 m înălţime şi 50 m lungime, ale cărei ochiuri au dimensiunea de 9 mm. Năvoadele mai mari (100-200 m lungime) se utilizează în pescuitul industrial. Plasa este prevăzută în porţiunea din

mijloc cu un sac numit matiţă, confecţionat dintr-o plasă cu ochiurile mai mici. Marginea superioară a plasei este susţinută din loc în loc de flotori, iar cea inferioară este lestată cu ajutorul unor mărgele de plumb. La cele două margini laterale (aripi) năvodul prezintă doi pari verticali (hadaragi) de capătul cărora este fixată câte o frânghie care formează un unghi. De vârful acestei frânghii în unghi se prinde câte un odgon de circa 100 m lungime (codulă) prin intermediul căruia se realizează tractarea. Din punct de vedere al modului de lucru, năvoadele pot fi pelagice sau de fund. Năvoadele de fund pescuiesc speciile de peşti care trăiesc în mod obişnuit în apropierea fundului (ca de ex. somnul, mihalţul, mreana, porcuşorul), iar năvoadele pelagice se folosesc pentru capturarea peştilor în apropierea suprafeţei apei (ca de ex. obletele, sabiţa, fufa). Viteza de tractare a năvoadelor este de 2-5 km/h, iar durata tractării de 5-20 minute. Năvoadele pot fi tractate de la mal sau de una sau două vase cu motoare de 10-80 CP. Eficacitatea de colectare a năvoadelor este dată de selectivitatea acestora. Dimensiunile ochiurilor la care 50% dintre indivizii unei populaţii (specii) sunt reţinuţi în năvod se notează cu $L_{50}$.

*Volocul* este o unealtă filtratoare activă asemănătoare cu năvodul, dar de dimensiuni mai mici. Se foloseşte în zona litorală, lipsită de vegetaţie, a râurilor mari şi lacurilor. În principiu, constă dintr-un perete de plasă de până în 2 m lungime şi 1,8 m înălţime, care prezintă la capete doi pari (clece) şi care poate fi prevăzut sau nu cu codule, cu plute şi plumbi sau cu matiţă. Pentru colectarea peştilor volocul se trage de către două persoane pe fundul apei către mal, unde cei doi pari se aduc împreună.

Din categoria uneltelor de pescuit pasiv fac parte setcile, avele, carmacele şi capcanele.

*Setcile* (fig. 5.2) se folosesc pentru prinderea peştilor migratori în apele stagnante şi lin curgătoare. Acestea diferă prin mărimea ochiurilor plasei, prin lungime, înălţime, grosimea firelor şi prin prezenţa unei singure sau mai multor pânze (tabelul 5.2). După modul de utilizare setcile se împart în *setci de suprafaţă*, care sunt uşor lestate şi calcă o masă de apă egală cu înălţimea pânzei, *setci pelagice*, la care

lestarea este egală cu flotabilitatea şi se amplasează în masa apei la adâncimea dorită şi *setci de fund*, care sunt puternic lestate, amplasate pe fundul apei şi calcă un strat de apă egal cu înălţimea pânzei. În principiu setcile constau dintr-un perete de plasă cu ochiurile mai mici decât circumferinţa speciilor de peşti care urmează a fi capturate. În funcţie de dimensiunea ochiurilor se deosebesc setci de obleţi, babuşcă, morunaş, scrumbie, crap etc. Setcile sunt menţinute în poziţie verticală cu ajutorul unor flotori de plută prinşi din loc în loc în partea superioară prin intermediul unei frânghii (codulă) şi de greutăţi sub formă de mărgele de plumb în partea inferioară. Setcile se instalează pe pari sau se ancorează în locurile prin care se realizează migraţiile peştilor.

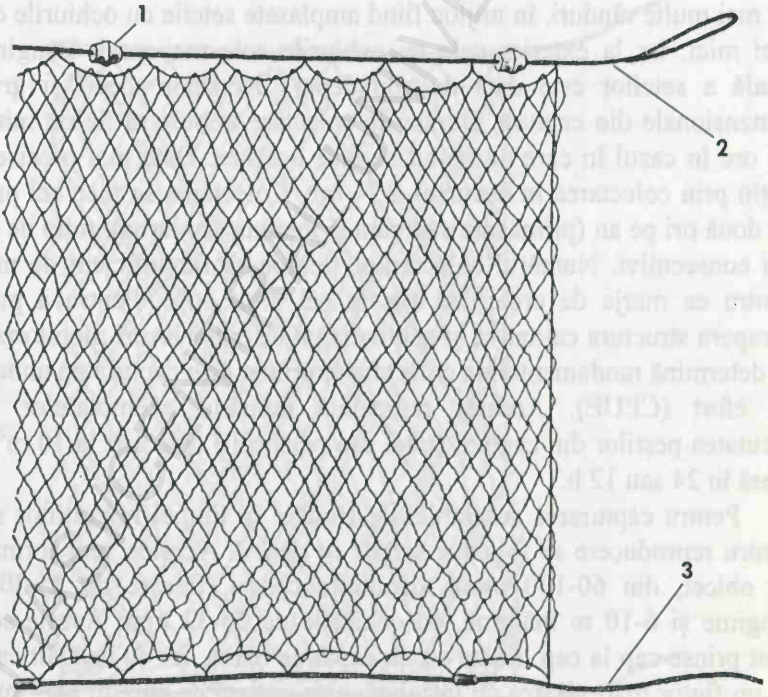



**Figura 5.2.** Setcă de babuşcă: 1 – flotori de plută; 2 – codula cu flotori ; 3 – codula cu greutăţi de plumb (după Antipa, 1916).

**Tabelul 5.2.** Principalele tipuri de setci (după Battes *et al.*, 2003).

| Tip | Dimensiunea ochiurilor (mm) | Lungimea (m) | Înălţimea (m) | Grosimea firului (mm) |
|---|---|---|---|---|
| 1 | 10 | 20 | 2 | 0,10 |
| | 15 | 20 | 2 | 0,10 |
| 2 | 20 | 20 | 5 | 0,12 |
| | 27 | 30 | 5 | 0,12 |
| | 35 | 30 | 5 | 0,12 |
| 3 | 45 | 50 | 5 | 0,16 |
| | 60 | 50 | 5 | 0,16 |

Pentru a colecta dintr-o populaţie piscicolă toate dimensiunile existente se realizează un montaj în paralel al setcilor de lungimi egale pe mai multe rânduri, în mijloc fiind amplasate setcile cu ochiurile cele mai mici, iar la exterior cele cu ochiurile cele mai mari. Lungimea totală a setcilor este dată de abundenţa diverselor specii şi grupe dimensionale din captură. Durata de colectare trebuie să fie de minim 12 ore în cazul în care pescuitul se face noaptea. Date mai precise se obţin prin colectarea în decursul a 24 ore. Colectarea se face cel puţin de două ori pe an (primăvara sau vara şi toamna sau iarna), timp de 2-3 ani consecutivi. Numărul colectărilor trebuie să fie suficient de mare pentru ca marja de eroare să fie de cel mult 20%. Pentru a putea compara structura calitativă şi cantitativă a diferitor lacuri monitorizate se determină randamentul de colectare exprimat prin captura pe unitatea de efort (CPUE). Aceasta reprezintă numărul exemplarelor sau greutatea peştilor din captură (total sau pe specii) colectaţi la 10 $m^2$ de plasă în 24 sau 12 h.

Pentru capturarea scrumbiei de Dunăre în timpul migraţiilor sale pentru reproducere se folosesc *setcile în derivă*. Acestea sunt formate, de obicei, din 60-100 plase, denumite cosaci, fiecare de 25-30 m lungime şi 6-10 m înălţime, cu ochiurile de 25-32 mm. Aceste setci sunt prinse cap la cap, fixate cu un capăt de barcă, iar cu celălalt capăt de un flotor mare. Barca cu instalaţia este purtată de curenţi mai multe ore în şir, iar peştii care înoată contra curentului se încurcă în plasă.

*Avele* (fig. 5.3) sunt unelte fixe asemănătoare cu setcile, dar care, pentru a mări eficiența, prezintă de o parte și alta a plasei principale una sau două plase adiționale (sirecuri) cu ochiurile mai mari și firul mai gros. Avele se prind mai multe cap la cap, se fixează cu greutăți de fund și se mențin în poziție verticală cu ajutorul unor plutitori. Avele se folosesc mai ales pentru prinderea sturionilor mai mici. Peștii se încurcă în plasă în timp ce încearcă să treacă prin aceasta. Dimensiunea ochiurilor sunt alese în așa fel încât capul peștelui să treacă prin plasă, iar partea mijlocie a corpului nu. Atunci când peștii încep să se zbată pentru a ieși înapoi, aceștia se prind de plasă cu operculele și nu mai pot scăpa.

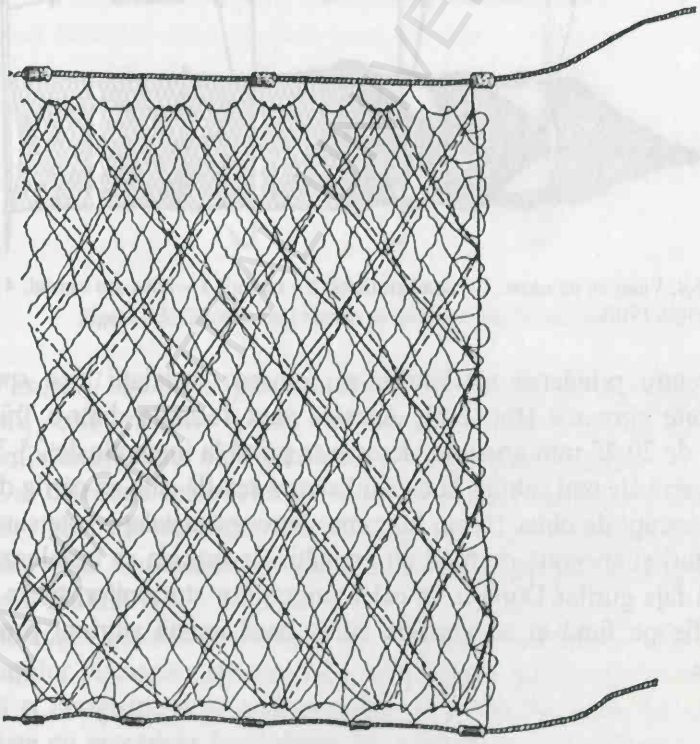


**Figura 5.3.** Avă de crap (după Antipa, 1916).

*Vintirul* (fig. 5.4) este o unealtă pasivă tip capcană, concepută în aşa fel încât peştele odată intrat să nu mai poată ieşi. Pentru dirijarea peştelui către intrarea în sacul vintirului, care poate avea mai multe încăperi, aceasta prezintă una până la trei aripi (canaturi) sub forma unor plase dreptunghiulare lungi. Gura sacului, care este menţinută deschisă de nişte cercuri din lemn de esenţă tare sau din sârmă groasă de oţel, are forma literei V, cu unghiul îndreptat spre interior. Peştele capturat este scos din sac prin dezlegarea unui şnur din partea posterioară a acestuia. Vintirul se fixează pe fundul bazinului prin intermediul unor ţăruşi de lemn ascuţiţi la un capăt.

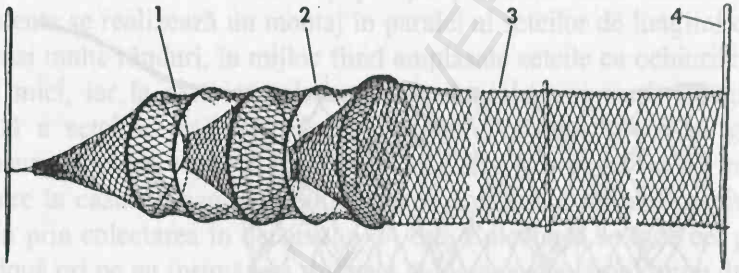



**Figura 5.4.** Vintir cu un canat: 1 – sacul cu limbi; 2 – cercuri; 3 – aripa sau canatul; 4 - ţăruşi (după Antipa, 1916).

Pentru prinderea sturionilor se folosesc instalaţii fixe speciale denumite *carmace* (fig. 5.5). Acestea sunt formate dintr-o frânghie lungă, de 20-25 mm grosime, de care se prind la intervale de 25-30 cm corzi verticale mai subţiri, la capătul cărora se află câte un cârlig de oţel foarte ascuţit de circa 10 cm lungime. Întreaga instalaţie este susţinută de flotori şi ancorată de fund cu greutăţi. Carmacele se instalează mai ales în faţa gurilor Dunării, în calea migraţiilor sturionilor, fie în masa apei, fie pe fund şi se verifică zilnic dacă există sturioni prinşi în cârlige.

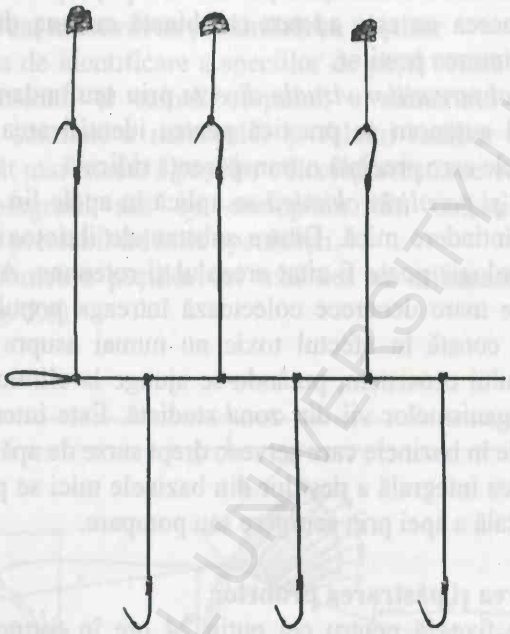


**Figura 5.5.** Carmace cu 2 rânduri de cârlige (după Antipa, 1916).

*Pescuitul cu undița*, practicat îndeosebi de către pescarii sportivi și amatori, este rareori folosit în scopuri științifice. Chestionarea pescarilor totuși poate oferi date asupra compoziției pe specii.

Din categoria metodelor de eșantionare fără capturarea efectivă a peștilor fac parte tehnicile acustice (sonarul) și observațiile directe realizate prin scufundare în apnee (snorkelling) sau cu scafandrul autonom (SCUBA).

*Sondajul acustic* se bazează pe estimarea indirectă a abundenței populațiilor piscicole prin emiterea unui impuls sonor care se propagă în apă și înregistrarea și analiza undei reflectate de pești din apă. Se folosește cu precădere în bazinele cu o întindere și o adâncime foarte mare. Sonarul se montează pe o ambarcațiune în mișcare, iar pentru controlul și prelucrarea datelor este nevoie de un computer. Această

metodă nu permite recunoaşte speciilor de peşti prezente în bazinul cercetat, de aceea ea este adesea combinată cu una dintre metodele bazate pe capturarea peştilor.

*Metoda observaţiilor vizuale directe* prin scufundare în apnee sau cu scafandrul autonom se practică pentru identificarea şi numărarea peştilor în apele care prezintă o transparenţă ridicată .

*Narcoza şi paralizia chimică* se aplică în apele lin curgătoare, cu adâncime şi întindere mică. Dintre substanţele ihtiotoxice utilizate în studiile de ecologie poate fi citat crezolul şi rotenona. Această metodă are o precizie mare deoarece colectează întreaga populaţie piscicolă. Dezavantajul constă în efectul toxic nu numai asupra peştilor ci şi asupra întregului ecosistem, putându-se ajunge la eliminarea brutală a majorităţii organismelor vii din zona studiată. Este interzisă aplicarea acestei metode în bazinele care servesc drept surse de apă potabilă.

Colectarea integrală a peştilor din bazinele mici se poate face prin eliminarea totală a apei prin scurgere sau pompare.

**F. Conservarea şi păstrarea probelor**

Peştii se fixează pentru cel puţin 24 ore în formol 10% neutru tamponat (100 ml formaldehidă 37% + 900 ml apă + 4g fosfat monobazic de sodiu $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ + 6,5 g fosfat dibazic de sodiu $Na_2HPO_4$). Volumul lichidului fixator trebuie să fie de aproximativ 10 ori mai mare decât cel al peştilor. Peştii se conservă întregi, dar pentru o pătrundere mai bună a fixativului în ţesuturi cavitatea abdominală se deschide printr-o incizie ventrală de la oficiul anal până la arcurile branhiale. Exemplarele mai mari se injectează cu formol în cavitatea viscerală şi în musculatura dorsală. După câteva zile de la formolizare exemplarele se transferă în etanol 70-80% (Observaţia a). Pentru păstrarea peştilor conservaţi este indicat a se folosi recipiente de sticlă care se astupa etanş cu un capac.

Probele prelevate se etichetează, fiind consemnate numărul de identificare a probei, data, ora şi locul recoltării, tipul de unealtă cu care s-a făcut colectarea, numele celui care a efectuat recoltarea, precum şi alte date relevante (vezi Anexa 14).

## G. Identificarea, măsurarea şi cântărirea peştilor

Procedura de identificare a speciilor de peşti constă în observarea formei, dimensiunii şi culorii corpului, a numărului înotătoarelor, vertebrelor şi solzilor, a numărului şi felului radiilor etc. Pentru o determinare cât mai exactă a peştilor colectaţi aceştia se vor compara cu desene şi fotografii sau cu exemplare din colecţiile ştiinţifice determinate în prealabil de către specialişti.

Pentru biometria peştilor cel mai des se utilizează următoarele măsurători (fig. 5.6):

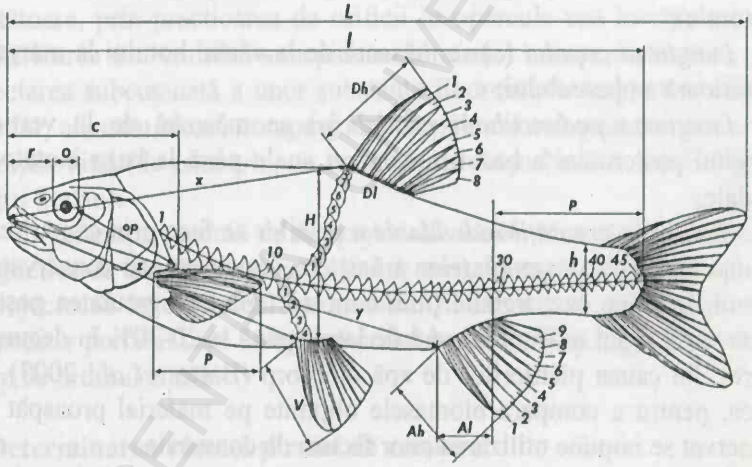



**Figura 5.6.** Schema măsurătorilor biometrice la peşti: *L* – lungimea totală a corpului; *l* – lungimea standard a corpului; *H* – înălţimea maximă a corpului; *h* – înălţimea minimă a corpului; *c* – lungimea capului; *p* – lungimea pedunculului caudal; *r* – lungimea botului; *o* – diametrul orizontal al ochiului; *op* – spaţiul postorbitar; *x* – distanţa predorsală; *y* – distanţa preanală; *z* – distanţa preventrală; *P* – lungimea înotătoarei pectorale; *V* – lungimea înotătoarei ventrale; *Dh* – înălţimea dorsalei; *Ah* – înălţimea analei; *Dl* – lungimea bazei înotătoarei dorsale; *Al* – lungimea bazei înotătoarei anale; cifrele indică numărul solzilor de-a lungul liniei laterale, deasupra şi dedesubtul liniei laterale şi numărul radiilor divizate din înotătoarea dorsală şi cea anală (după Bănărescu, 1964).

*Lungimea totală a corpului* (*L*) reprezintă lungimea dintre vârful botului şi extremitatea lobilor înotătoarei caudale (dacă aceştia sunt inegali se ia lobul cel mai lung);

*Lungimea standard* (*l*) reprezintă lungimea dintre vârful botului şi baza înotătoarei caudale;

*Înălţimea maximă a corpului* (*H*) se măsoară în partea cea mai înaltă a corpului (de obicei, la nivelul primei radii a înotătoarei dorsale);

*Înălţimea minimă a corpului* (*h*) reprezintă înălţimea pedunculului caudal puţin înainte de baza caudalei;

*Grosimea corpului* sau *lăţimea maximă* (*Gr*) este distanţa maximă dintre flancuri (în general, între punctele de inserţie a înotătoarelor pectorale);

*Lungimea capului* (*c*) se măsoară de la vârful botului la marginea posterioară a operculului;

*Lungimea pedunculului caudal* (*p*) se măsoară de la verticala marginii posterioare a bazei înotătoarei anale până la baza înotătoarei caudale.

*Stabilirea greutăţii individuale* a peştilor se face prin cântărirea la balanţa analitică a exemplarelor proaspete, congelate sau conservate în formol. În orice caz, trebuie ţinut cont de faptul că greutatea peştilor poate varia rapid în limite destul de largi (până la 20-30% în decurs de 4 ore) din cauza pierderilor de apă din corp (Battes *et al.*, 2003). De aceea, pentru a compara biomasele obţinute pe material proaspăt sau conservat se impune utilizarea unor factori de conversie.

În cazul exemplarelor adulte se poate determina sexul şi gradul de maturare a gonadelor. La unele specii stabilirea sexului este înlesnită de prezenţa unui dimorfism sexual exprimat printr-o coloraţie deosebită, dimensiuni diferite sau prezenţa unor structuri morfologice speciale.

**H. Marcarea peştilor**

Marcarea peştilor se foloseşte în special pentru urmărirea migraţiilor, dar poate fi utilizată şi pentru estimarea indirectă a efectivelor unei populaţii piscicole (vezi Metoda 5.2).

Marcarea se efectuează cu mare atenţie, ştiut fiind faptul că marcajele intens colorate pot atrage prădătorii, iar cele foarte mari îngreunează înotul sau se pot agăţa de diferite obiecte submerse, fiind posibilă şi infectarea zonelor de fixare. De asemenea, marcajele trebuie să persiste un timp cât mai îndelungat.

În practica curentă se folosesc numeroase tipuri de marcaje şi modalităţi de fixare a acestora. Marcarea poate fi în grup, când aceasta se realizează numai prin folosirea unor regiuni corporale sau organe ale indivizilor, sau individuală, când de anumite părţi ale corpului peştilor se ataşează plăci metalice sau din plastic gravate cu numere de identificare.

*Marcarea în grup* se face prin amputarea parţială sau totală a unor înotătoare, prin practicarea de orificii în opercule sau înotătoare, prin cauterizarea sau tatuarea subepidermică a unor semne distinctive, prin injectarea subcutanată a unor substanţe fluorescente colorate (sulfit de mercur, albastru alcan, compuşi ai tetraciclinei) sau prin tratarea cu un colorant vital (de exemplu, cu o soluţie de Roşu Neutru 1:300.000 sau negru Sudan).

O generaţie recentă de *marcaje individuale* o constituie chip-urile magnetice de formă cilindrică (10×2,1 mm), încorporate în sticlă şi care se injectează în cavitatea abdominală. Ele se citesc cu ajutorul unui dispozitiv portabil care identifică codul inclus în chip, pe o perioadă de timp de ordinul anilor.

**I. Determinarea vârstei şi ratei de creştere**

Stabilirea vârstei şi ratei de creştere a peştilor este utilă pentru evaluarea efectului calităţii mediului acvatic asupra populaţiilor de peşti. Metoda de stabilire a vârstei peştilor constă în individualizarea şi numărarea zonelor de creştere de pe solzi. Aceste zone se formează câte una pe an şi sunt numite inele anuale, zone de creştere sau annuli. Ele reprezintă perioade alternative de creştere rapidă sau lentă în funcţie de anotimp.

Inelele anuale se formează pe partea externă a solzilor prin depunerea unor plăci calcaroase numite sclerite, al căror număr se

măreşte odată cu creşterea, concomitent cu reducerea dimensiunilor lor (fig. 5.7).

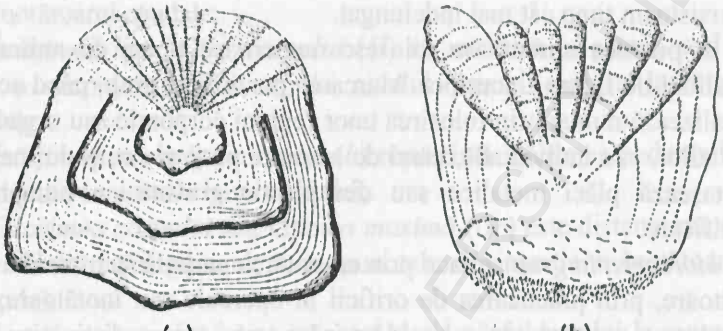



**Figura 5.7.** Inele anuale de creştere de pe solzii unor specii de peşti: (a) crap de 3 ani; (b) biban de 6 ani (după Bușniță & Alexandrescu, 1971).

Pentru determinarea vârstei peştilor se procedează în felul următor:

1. De la fiecare peşte se recoltează cel puţin 20-30 de solzi deasupra şi dedesubtul liniei laterale, în dreptul primei înotători dorsale, unde aceştia sunt mai mari şi dispuşi simetric (Observaţia b).

2. Solzii se spală cu apă distilată, se degresează prin introducere într-o soluţie de amoniac 3-5% timp de 2-3 minute, după care mucusul se îndepărtează cu o bucată de tifon.

3. Solzii se introduc apoi într-o soluţie de albastru de metil 5% şi se lasă pentru colorare 1-2 minute.

4. Solzii se spală cu apă distilată, se montează în glicerină-gelatină pe o lamă de sticlă şi se observă sub lupa binoculară (citoplast) la o mărire de 8-25× (Observaţia c).

În funcţie de vârstă peştii sunt împărţiţi în următoarele categorii:

Clasa 0+ pentru peştii cu o vârstă sub un an complet;

Clasa 1+ pentru peştii cu vârsta cuprinsă între 1 şi 2 ani;

Clasa 2+ pentru peştii cu vârsta cuprinsă între 2 şi 3 ani;

Clasa 3+ pentru peştii cu vârsta cuprinsă între 3 şi 4 ani ş.a.m.d.

**J. Observații**

(a) Pentru a evita tulburarea lichidului conservant, înainte de trecerea peștilor formolizați în alcool aceștia se vor spăla bine cu apă de robinet.

(b) De la fiecare individ se vor recolta mai mulți solzi din aceeași zonă a corpului deoarece la anumiți solzi zonele de creștere sunt mai puțin evidente, iar în cazul unor specii solzii crescuți în urma regenerării nu prezintă zone de creștere.

(c) Pentru o mai bună vizualizare a inelelor de creștere solzii se vor așeza cu suprafața ornamentată către sursa de lumină și cu partea anterioară în sus.

## 5.2. ESTIMAREA INDIRECTĂ A EFECTIVELOR POPULAȚIILOR DE PEȘTI PRIN METODA CAPTURĂRII-MARCĂRII-RECAPTURĂRII

**A. Generalități**

Urmărirea variațiilor stocului unei populații de pești de-a lungul unei anumite perioade de timp poate oferi date prețioase pentru cunoașterea dinamicii și productivității acestei populații, precum și pentru gestionarea rațională a resurselor halieutice.

**B. Principiul metodei**

Această metodă prevede efectuarea a două pescuiri succesive în același acvatoriu (Observația a). Peștii capturați în urma primului pescuit sunt marcați printr-unul din procedeele de la Metoda 5.1, Secțiunea H și apoi eliberați (Observația b). După un anumit timp, suficient ca peștii marcați să se răspândească în mod aleatoriu printre peștii nemarcați, se efectuează cel de-al doilea pescuit (Observația c). Principiul metodei constă în faptul că raportul peștilor marcați față de efectivul total al populației este același ca și cel al peștilor marcați și

recapturaţi faţă de cel al peştilor capturaţi în urma celui de-al doilea pescuit, adică $m/N = r/c$.

**C. Calcul**

$$N = \frac{mc}{r} \tag{5.2}$$

unde: $N$ = efectivul estimat al populaţiei;

$m$ = numărul peştilor capturaţi şi marcaţi în urma primului pescuit;

$c$ = numărul total al peştilor capturaţi în urma celui de-al doilea pescuit;

$r$ = numărul peştilor marcaţi şi recapturaţi în urma celui de-al doilea pescuit.

Această formulă reprezintă o estimare a efectivului populaţiei atunci când eşantionul este suficient de mare. Din punct de vedere statistic, însă, o estimare mai bună a efectivului populaţiei este dată de următoarea formulă (Observaţiile d şi e):

$$N = \frac{m(c+1)}{r+1} \tag{5.3}$$

Eroarea standard pentru $N$ se calculează conform relaţiei:

$$SE(N) = N\sqrt{\frac{(N-m)(N-c)}{mc(N-1)}} \tag{5.4}$$

**D. Observaţii**

(a) Deoarece comunităţile nectonice prezintă o diversitate specifică foarte mare, această metodă poate fi utilizată doar pentru evaluarea stocurilor monospecifice sau pentru studiului dinamicii populaţiilor.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

(b) Pentru ca rezultatele obținute prin această metodă să fie corecte, capturarea și marcarea indivizilor trebuie să fie cât mai netraumatizantă, iar peștii marcați trebuie să fie identificați cu ușurință în timpul celui de-al doilea pescuit (să nu-și piardă marcajele). În afară de aceasta, exemplarele eliberate nu trebuie să fie capturate mai ușor decât cele nemarcate, adică procedeul de marcare nu trebuie să afecteze vitalitatea peștilor.

(c) În intervalul de timp dintre cele două pescuiri succesive numărul de indivizi nu trebuie să prezinte variații semnificative ale efectivului populației cauzate de creșterea, reproducerea, mortalitatea naturală sau de migrația peștilor.

(d) Pentru o estimare cât mai precisă a stocului unei populații piscicole, numărul peștilor marcați și recapturați trebuie sa fie mai mare de 7 ($r \geq 7$).

(e) Formulele (5.3) și (5.4) sunt aplicabile doar atunci când eficiența pescuitului, dată de raportul *r/m*, este foarte mare.

## 5.3. ANALIZA CONȚINUTULUI GASTROINTESTINAL LA PEȘTI

### A. Generalități

Prin investigarea calitativă și cantitativă a conținutului tubului digestiv se poate stabili nișa trofică a peștilor. Unele date asupra modului de hrănire a peștilor pot fi obținute prin observarea acestora în acvarii. Această metodă însă nu oferă o imagine veridică asupra preferințelor de hrănire în condiții naturale. Rezultatele cele mai bune asupra nișei trofice a unor specii de pești se pot obține prin investigarea calitativă și cantitativă a conținutului tubului digestiv. Mai nou, metodele observației directe cu ajutorul scafandrului autonom deschid noi posibilități pentru studiul nutriției și comportamentului alimentar al peștilor în mediul lor natural de viață (Brosse *et al.*, 2001).

**B. Principiul metodei**

Sacrificarea peştilor capturaţi, extragerea şi conservarea tubului digestiv. Analiza conţinutului gastrointestinal sub lupa binoculară prin disecţia tubului digestiv, identificarea componentelor ingerate şi calcularea raporturilor cantitative dintre acestea.

**C. Materiale necesare**

1. Riglă sau ruletă gradată milimetric.
2. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.
3. Bisturiu.
4. Cutii Petri.
5. Pensete cu vârful fin.
6. Lupă binoculară (stereomicroscop) cu o putere de mărire de 100×.

**D. Modul de lucru**

1. Din captura de peşte se ia un anumit număr de exemplare şi se triază pe specii.

2. Peştii din fiecare specie se măsoară şi se cântăresc individual, după care fiecărui individ i se aplică câte o incizie în tegumentul şi musculatura liniei medio-ventrale de-a lungul întregului corp, se extrage tractusul digestiv şi se conservă în formol 4% (Observaţia a).

3. Fiecare stomac se disecă la rândul lui şi se spală cu apă într-o cutie Petri, iar bolul alimentar se cântăreşte în întregime la o balanţă analitică.

4. Conţinutul gastrointestinal se analizează sub lupa binoculară, iar organismele sau fragmentele de organisme care pot fi identificate se separă şi se conservă în alcool 70% (Observaţia b).

5. Pentru fiecare stomac organismele consumate se numără şi se cântăresc separat pe specii. De asemenea, se notează numărul stomacurilor goale şi numărul stomacurilor care conţin hrană neidentificabilă

**E. Calcul**

*Indicele de frecvență* ($F$) evidențiază în procente numărul de stomacuri în care s-a găsit o specie dată și numărul total de stomacuri analizate conform relației:

$$F = \frac{n_i}{N} \cdot 100 \qquad (5.5)$$

unde: $n_i$ = numărul de stomacuri în care s-a găsit specia $i$;

$N$ = numărul total de stomacuri analizate.

Preferințele de hrănire se evidențiază prin calculul *proporției ponderale* ($D$) a fiecărui organism prădat ($g_i$) față de greutatea totală a bolului alimentar cu ajutorul formulei:

$$D = \frac{g_i}{G_S} \cdot 100 \qquad (5.6)$$

unde: $g_i$ = greutatea totală a indivizilor speciei $i$ din conținutul gastrointestinal;

$G_S$ = greutatea întregului conținut gastrointestinal.

*Coeficientul de hrănire* ($C_H$) estimează gradul de umplere a tubului digestiv și se calculează după formula:

$$C_H = \frac{G_S}{G_P} \cdot 10000 \qquad (5.7)$$

unde: $G_S$ = greutatea conținutului gastrointestinal;

$G_P$ = greutatea peștelui.

**F. Observații**

(a) Pentru a reduce la minim acțiunea enzimelor digestive asupra organismelor ingerate și după moartea peștilor, eviscerarea și conservarea tractusurilor gastrointestinale trebuie efectuată imediat

BCU IAȘI FILIALA UNIVERSITY LIBRARY

după capturare. În cazul în care această operaţiune nu se poate realiza cât mai repede, pentru a împiedica procesele de digestie şi fermentaţie din tractusul gastrointestinal, imediat după capturare peştii se vor injecta cu formol pe gură şi anus.

(b) Deoarece organismele ingerate suferă deja un început de digestie de către sucul gastric, adeseori este foarte dificil a se determina apartenenţa specifică sau chiar cea generică a acestora, mai ales în cazul nevertebratelor cu corpul moale (în special oligochete).

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

# Capitolul 6
# ANALIZA BENTOSULUI

Din punct de vedere trofic bentosul se împarte în bentos vegetal sau *fitobentos*, bentos animal sau *zoobentos* şi bentos bacterian sau *bacteriobentos*.

În mod convenţional, organismele care sunt reţinute pe sita cu ochiurile de 0,5 mm formează *macrobentosul*. Organismele care trec prin sita cu ochiurile de 0,5 mm, dar sunt reţinute pe sita cu ochiurile de 62 μm, alcătuiesc *meiobentosul*. Organismele care trec prin ochiurile sitei de 62 μm compun *microbentosul*.

## 6.1. STUDIUL MACROFITELOR ACVATICE (MACROFITOBENTOSULUI)

*Macrofitobentosul* este alcătuit din totalitatea plantelor vasculare acvatice (cormofite), a muşchilor (briofite) şi algelor macroscopice (talofite), care pot fi observate cu uşurinţă cu ochiul liber. Macrofitobentosul este răspândit numai în zona litorală a bazinelor acvatice, unde acesta poate realiza procesul de fotosinteză.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 6.1.1. Analiza calitativă a macrofitobentosului

**A. Generalităţi**

Analiza calitativă a macrofitelor acvatice constă în elaborarea listelor floristice, precum şi compararea florei din diferite sectoare ale bazinului acvatic sau dintre diferite bazine (date de prezenţă/absenţă).

**B. Principiul metodei**

Colectarea macroflorei acvatice prin diverse mijloace (manual sau cu ajutorul greblelor şi drăgilor târâtoare); sortarea plantelor pe grupe sistematice şi identificarea lor până la nivel de specie.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Deplantator sau cuţit.
2. Găleţi de plastic sau cristalizoare de 5-10 litri.
3. Pungi rezistente de polietilenă de diferite dimensiuni.
4. Tăviţe albe de plastic cu dimensiunile de 40×30 cm.
5. Chei dihotomice pentru determinarea plantelor acvatice.
6. Pensete cu vârful fin.
7. Ace simple sau spatulate.
8. Plăci de sticlă şlefuită sau din material plastic cu dimensiunile de 30×20 cm.
9. Hârtie cretată sau velină cu dimensiunile de 30×20 cm.
10. Coli de ziar sau sugativă.
11. Tifon.
12. Presă.
13. Coli de ierbar speciale cu dimensiunile de 42×29 cm.
14. Lupă de mână cu o putere de mărire de 10× sau 20×.
15. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

**D. Procedee de colectare calitativă**

Recoltarea calitativă a macroflorei bentonice în apele puţin adânci se poate face cu ajutorul unei greble. Mult mai indicată, însă, este colectarea manuală, deoarece aceasta permite desprinderea plantelor

împreună cu partea lor bazală de fixare. În cazul plantelor acvatice vasculare colectarea manuală se realizează prin scoaterea din sediment a rizomilor şi rădăcinilor cu ajutorul unui deplantator sau cuţit. Recoltarea algelor macroscopice de la adâncimi mici se face prin desprinderea talului de pe substrat cu ajutorul unui cuţit. În apele adânci se poate utiliza o dragă târâtoare, care smulge de pe substrat unele plante în timp ce acesta este târâtă în urma ambarcaţiunii. Pentru colectarea manuală a macrofitelor acvatice de la adâncimi mai mari este nevoie de utilizarea scafandrului autonom (CEN/TC 230).

Cormofitele acvatice sau algele macroscopice colectate se introduc în pungi de plastic cu puţină apă. În interior se introduce şi o etichetă din hârtie de calc pe care se notează cu un creion negru sau cu un pix cu cerneală rezistentă la apă codul probei, precum şi data, locul, adâncimea colectării şi tipul de substrat.

**E. Conservarea şi păstrarea probelor**

Conservarea macrofitelor acvatice se face cu o soluţie de formaldehidă 5% (v/v) sau cu alcool etilic. Plantele se pot păstra în lichidul conservant în recipiente de plastic sau de sticlă închise cu un capac etanş. Păstrarea macrofitelor în alcool etilic este indicată pentru plantele mici, cu frunze fin divizate, deoarece la uscare acestea devin fragile. Lichidele conservante prezintă însă dezavantajul că în timp acestea produc decolorarea plantelor. Mult mai indicată este erborizarea macrofitelor (vezi Secţiunea G de mai jos), deoarece exemplarele păstrează culoarea şi aspectul lor natural un timp mult mai îndelungat. Dacă este necesară păstrarea plantelor în stare vie, iar temperatura ambientală este ridicată, acestea pot fi transportate şi păstrate un timp oarecare în lăzi frigorifice la o temperatură de 1-5°C.

**F. Prelucrarea probelor**

În laborator macrofitele se spală foarte bine de impurităţi în găleţi de plastic sau în cristalizoare de sticlă. Materialul spălat se introduce în tăvi de plastic cu apă curată, se sortează pe grupe sistematice şi se determină până la nivel de specie. Este recomandat a se alcătui o

colecţie de referinţă din plante presate sau conservate în alcool pentru identificările ulterioare sau pentru compararea datelor.

**G. Etalarea, uscarea şi presarea plantelor**

Pentru erborizarea algelor macroscopice şi a cormofitelor acvatice suculente se ia câte un exemplar dintr-o specie determinată şi se aşează într-o tavă care conţine un strat de apă care să ocupe cam trei sferturi din înălţimea tăvii. Sub planta din tavă se introduce uşor o placă rigidă de sticlă şlefuită sau din material plastic şi pe care s-a aşezat în prealabil o bucată de hârtie cretată sau velină de aceleaşi dimensiuni. Cu ajutorul unei pensete sau a acelor spatulate se răsfiră ramificaţiile şi se potrivesc toate părţile componente ale plantei, astfel încât aceasta să ia o formă cat mai apropiată de cea din mediul său natural de viaţă. Placa, menţinută în poziţie orizontală, se ridică încet din apă astfel încât planta să se fixeze de hârtie în poziţia pe care a avut-o în apă (Observaţia a). Placa scoasă din apă se aşează pentru câteva momente pe un plan înclinat pentru ca excesul de apă să se scurgă. Pentru scurgerea completă a apei, foaia de hârtie pe care se află prinsă planta se desprinde cu grijă de pe placă şi se lipeşte pe un suport vertical (perete de faianţă sau geam) unde se lasă timp de 10-15 minute.

După ce apa s-a scurs în totalitate, hârtia cu planta fixată de ea se aşează între coli de ziar sau sugativă. Pentru a împiedica lipirea plantelor de foliile de ziar sau sugativă în timpul presării acestea se vor proteja cu bucăţele de tifon. Teancurile de coli între care se află hârtiile cu plantele acvatice se introduc apoi în presă, care se strânge cu ajutorul şuruburilor sau peste acestea se aşează greutăţi de câteva kilograme, având grijă ca greutatea să fie uniform distribuită pe întreaga suprafaţă. După aproximativ 30-40 minute colile de ziar şi bucăţile de sugativa se înlocuiesc cu altele uscate. Peste 2-3 ore colile de ziar şi bucăţile de sugativa se vor înlocui din nou, după care această operaţiune se repetă la fiecare 24 de ore, până la uscarea completă a plantelor.

Plantele astfel uscate, în special algele, vor rămâne lipite de hârtia pe care au fost etalate. Plantele mai suculente şi mai groase, care nu se

lipesc de hârtie, se fixează prin benzi subțiri de hârtie lipite la capete cu clei transparent sau cu o bandă de scotch transparent.

Hârtia cu planta presată şi uscată se lipeşte apoi pe o coală de ierbar. În colțul din dreapta jos al colii de ierbar se lipeşte o etichetă pe care se va nota denumirea ştiințifică completă a plantei, denumirea populară, data şi locul recoltării, tipul de substrat, adâncimea de la care a fost colectată şi numele celui care a efectuat recoltarea.

**H. Observații**

(a) Ridicarea plăcii se face cu multă grijă, deoarece, dacă placa se înclină prea mult sau se scoate din apă prea repede, plantele pot aluneca de pe hârtie sau ramificațiile se pot suprapune.

## 6.1.2. Analiza cantitativă a macrofitobentosului

**A. Generalități**

Analiza cantitativă a macrofitobentosului constă în aprecierea numărului de plante şi a biomasei acestora pe o unitate de suprafață cunoscută. Densitatea macrofitobentosului se exprimă ca număr de plante la metru pătrat de suprafață bentală. În ceea ce priveşte biomasa macrofitelor bentonice, aceasta se poate exprima sub formă de greutate umedă (greutatea masei verzi), greutate uscată sau greutate calcinată (greutatea cenuşii). În toate cazurile, rezultatele se exprimă în $g/m^2$ sau în $kg/m^2$.

Densitatea şi biomasa macrofitelor acvatice poate suferi ample variații în spațiu şi timp. Fluctuațiile populațiilor de plante acvatice depind de aportul de substanțe nutritive sau de variațiile de temperatură.

**B. Principiul metodei**

Eşantionarea unei suprafețe de fund cunoscute, fie prin metoda pătratelor, fie prin metoda transectelor; numărarea şi cântărirea

macrofitelor acvatice identificate; determinarea densităţii şi biomasei realizate de către plante prin extrapolarea rezultatelor obţinute la metru pătrat.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Carotieră din clorură de polivinil (PVC) de 16 cm diametru şi 80 cm lungime, cu muchia de jos oblică şi ascuţită sau zimţată, prevăzută în partea de sus cu un dop etanş şi cu un mâner de 45 cm lungime (fig. 6.1).

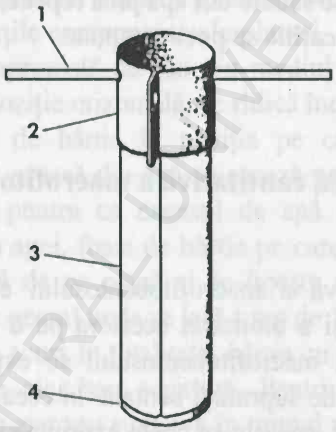



**Figura 6.1.** Carotieră O'Connor: 1 – tijă metalică; 2 – inel de prindere; 3 – cămaşa metalică a tubului de plastic; 4 – inel de oţel ascuţit (după Southwood, 1966, din Gomoiu & Skolka, 2001).

2. Găleţi de plastic sau cristalizoare cu o capacitate de 5-10 litri.
3. Pungi rezistente de polietilenă de diferite dimensiuni.
4. Tăvi de plastic adânci.
5. Chei dihotomice pentru determinarea plantelor acvatice.
6. Site dreptunghiulare cu ochiurile de 2 mm şi cu dimensiunile de 60×40×10 cm sau saci din plasă cu ochiurile de 2-4 mm.
7. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

8. Etuvă termostatată, care permite uscarea la o temperatură de 45, 60 sau 90°C.

9. Exicator.

10. Cuptor de calcinare, care permite incinerarea la o temperatură de 500-600°C.

**D. Utilaje şi procedee de colectare cantitativă**

Pentru analiza cantitativă a macrofitelor se va stabili o locaţie care este cea mai reprezentativă pentru bazinul acvatic luat în studiu. În cazul ideal, în fiecare locaţie se vor fixa cel puţin două staţii. Una dintre staţii se va alege acolo unde macrofitele prezintă dezvoltarea cea mai luxuriantă, în timp ce cealaltă staţie va fi selectată acolo unde dezvoltarea plantelor poate fi considerată ca fiind medie pentru zona cercetată. În fiecare din cele două staţii se vor alege două sub-staţii care trebuie să fie situate la o distanţă de cel puţin 10 m una faţă de cealaltă şi care trebuie să fie echivalente în ceea ce priveşte dezvoltarea plantelor.

*Metoda pătratelor.* Pentru prelevarea cantitativă a macrofitobentosului se va folosi o ramă metalică sau de lemn de formă pătrată cu latura de 0,5 sau 1 m şi prevăzută în cele 4 colţuri ale pătratului cu dinţi ascuţiţi ce se înfig în substrat (fig. 6.2). Aceasta se aşează pe substrat, iar toate plantele care se găsesc în interiorul suprafeţei delimitate de pătrat (0,25 $m^2$ sau, respectiv, 1 $m^2$) se extrag şi se introduc în pungi de polietilenă.

Eşantionarea cantitativă a macrofitelor acvatice care prezintă densităţi mari se face cu ajutorul carotierelor (fig. 6.1). Pentru aceasta carotiera se introduce forţat în sediment până la o adâncime de cel puţin 40-50 cm pentru a obţine peste 90% din rizomii şi rădăcinile plantelor. Pentru o mai bună penetrare a carotierei printre rădăcinile şi rizomii plantelor, mişcarea de împingere va fi completată de una de răsucire bruscă în dreapta şi în stânga în jurul axului său. În cazul sedimentelor foarte tasate introducerea carotierei în sediment se poate face cu ajutorul unui ciocan. Pentru o mai bună extracţie a carotei partea de sus se va astupa cu un dop etanş. Fiecare carotă este transferată apoi în câte

o găleată. Dacă prelevarea cantitativă se face sub apă, carotele pot fi introduse în saci din plasă, după care se scot la suprafaţă.

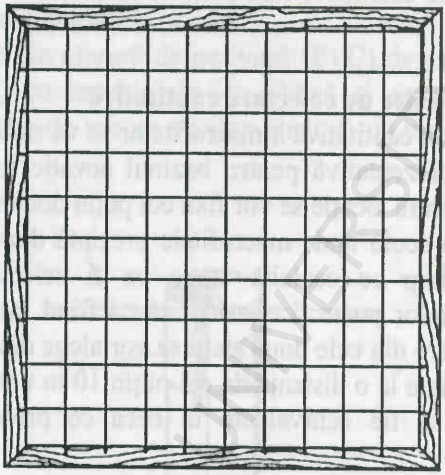


**Figura 6.2.** Macrofitobentometru cu o suprafaţă de 1 $m^2$ ce prezintă sfori la intervale de 10 cm pentru uşurarea numărării (după Katanskaya, 1956).

Evaluarea cantitativă a macrofitobentosului se poate efectua şi prin observaţii directe asupra macrofitelor cu ajutorul echipamentului de scufundare. Astfel, se pot număra *in situ* toate plantele macrofite de pe o anumită suprafaţă, delimitarea făcându-se, de asemenea, cu ajutorul unei rame pătrate cu latura de 0,5 m. Pentru uşurarea numărării se poate folosi o ramă care prezintă sfori la intervale de 10 cm (fig. 6.2). Acest lucru permite examinarea unor suprafeţe mai mici (de 0,01 $m^2$) şi reducerea erorii cauzate de omiterea sau, din contra, numărarea de mai multe ori a unuia şi acelaşi exemplar. Utilizarea metodei pătratelor permite calculul gradului de acoperire, a densităţii şi frecvenţei plantelor.

Procentul de acoperire a substratului se estimează prin numărarea pătratelor (sau a fracţiunilor acestora) acoperite de fiecare specie în parte.

Pentru calcularea frecvenței unei specii numărul de pătrate în care specia dată este prezentă se împarte la numărul total de pătrate cercetate.

*Metoda transectelor lineare.* O altă metodă constă în numărarea tuturor plantelor întâlnite de-a lungul unei sfori de 10 m lungime. Pentru aceasta în fiecare stație se vor realiza transecte a câte 10 m lungime fiecare. Transectele se stabilesc în mod aleatoriu, evitându-se pe cât posibil alegerea sau omiterea intenționată a anumitor locuri (Observația a). Pentru realizarea transectului sfoară de 10 m lungime se întinde imediat deasupra suprafeței fundului într-o direcție perpendiculară pe linia de țărm. Trebuie avut grijă ca sfoara să fie tot timpul bine întinsă. Aproximarea procentului de acoperire a substratului de către plantele acvatice se face prin parcurgerea transectului și înregistrarea prezenței speciilor care se găsesc sub fiecare diviziune de 10 cm (Observația b). Dacă în dreptul unei diviziuni de 10 cm plantele lipsesc, se va consemna acest fapt. Calculul gradului de acoperire în procente de către macrofite a suprafeței investigate se face conform următoarei formule:

$$\%\ acoperire = \frac{N}{100} \cdot 100 \qquad (6.1)$$

unde: $N$ = numărul înregistrărilor unei plante date;
100 = numărul total de înregistrări (=1000 cm/10 cm);
100 = factor pentru raportarea procentuală.

Gradul de acoperire se stabilește pentru totalitatea plantelor sau separat pe specii.

**E. Prelucrarea probelor și numărarea plantelor**

Probele aduse în laborator se spală de sediment și alte impurități în găleți de plastic sau în cristalizoare. Probele colectate în saci din plasă se vor scutura încă atunci când sunt sub apă pentru a îndepărta cea mai mare parte a sedimentului. În lipsa acestora spălarea probelor se va face

B.C.U. "M. EMINESCU" IAȘI

pe o sită dreptunghiulară. Particulele mai grosiere reţinute (fragmente de cochilii, detritus) se vor înlătura cu mâna una câte una.

Sortarea pe specii şi înlăturarea fragmentelor fine se face cel mai bine într-o tavă adâncă de plastic. Plantele din fiecare specie se numără separat, iar numărul lor se raportează la metru pătrat.

**F. Determinarea biomasei**

Pentru *stabilirea greutăţii umede* plantele colectate de pe o suprafaţă cunoscută se spală cu apă de robinet pentru a îndepărta toate corpurile străine şi se tamponează cu hârtie de filtru pentru a îndepărta excesul de apă. Acestea se cântăresc separat pe specii la o balanţă analitică. Pentru o estimare adecvată a biomasei se vor cântări macrofitele din cel puţin 15 pătrate cu o suprafaţă de 0,25 $m^2$.

Pentru *determinarea biomasei uscate* plantele colectate de pe o anumită suprafaţă se aşează pe o hârtie de filtru cântărită în prealabil şi se usucă în etuvă la 60°C până la o greutate constantă. După uscare plantele se cântăresc, împreună cu hârtia de filtru, la balanţa analitică. Se face diferenţa prin scădere dintre greutatea obţinută şi greutatea hârtiei de filtru.

Pentru *determinarea greutăţii calcinate* a plantelor mai întâi se determină greutatea uscată a acestora, după care plantele se introduc într-un cuptor de calcinare şi se incinerează la o temperatură de 500-600°C timp de 2 ore. Apoi, cenuşa rezultată se scoate din cuptor, se lasă să se răcească în exicator şi se cântăreşte la balanţa analitică. Greutatea calcinată se calculează prin scăderea greutăţii cenuşii rezultate din greutatea uscată a plantelor.

**G. Observaţii**

(a) Se vor evita transectele stabilite deja de coechiperi, precum şi zonele cu schimbări bruşte ale pantei sau tipului de sediment.

(b) Determinarea exactă a speciilor aparţinând unor taxoni dificili, în special alge sau hibrizi de *Potamogeton* spp., presupune un grad oarecare de experienţă. De cele mai multe ori determinarea algelor prin metoda transectului se va face până la nivel de gen.

## 6.2. ANALIZA ZOOBENTOSULUI

*Zoobentosul* reprezintă gruparea ecologică alcătuită din totalitatea organismelor animale care îşi duc viaţa, în totalitate sau parţial, în strânsă legătură cu substratul bazinelor acvatice. Acestea pot trăi fie la suprafaţa sedimentelor, formând aşa-numita *epifaună*, fie în grosimea sedimentelor, formând *endofauna*.

În funcţie de dimensiuni zoobentosul poate fi clasificat în *macrozoobentos* (*macrofaună*), care cuprinde animalele care sunt reţinute pe sita cu ochiurile de 0,5 mm şi *meiobentos* (*meiofaună*), care este format din organismele animale care trec prin sita cu ochiurile de 0,5 mm, dar care sunt reţinute pe sita cu ochiurile de 0,062 mm. Animalele meiobentice care ocupă spaţiile dintre particulele adiacente de sediment sau care trăiesc ataşate de granulele individuale de nisip formează aşa-numita *faună interstiţială*. Aici intră micro-metazoarele, stadiile larvare ale macrofaunei şi protozoarele ciliate.

Studiul biocenozelor bentonice se poate realiza atât prin metode de *analiză calitativă* (bazate pe simple liste de prezenţă/absenţă a speciilor), cât şi prin metode de *analiză cantitativă* (bazate pe date numerice ale abundenţei şi biomasei speciilor). La rândul ei, analiza cantitativă poate fi de două tipuri: *cantitativă de proporţie*, când nu se face referire la o anumită suprafaţă de substrat (*dominanţă* sau *abundenţă relativă* şi *biomasă relativă*) şi *cantitativă de densitate*, care implică în mod obligatoriu raportarea la o anumită suprafaţă de fund (*densitate* şi *biomasă*).

### 6.2.1. Analiza calitativă a zoobentosului

**A. Generalităţi**

Analiza calitativă constă în identificarea speciilor dintr-un anumit ecosistem acvatic şi întocmirea conspectului faunistic, precum şi compararea listelor de specii între diferite ecosisteme acvatice (date de prezenţă/abundenţă).

**B. Principiul metodei**

Prelevarea probelor de zoobentos cu ajutorul ciorpacului limnologic sau al drăgilor târâtoare; sortarea nevertebratelor sub aparatura optică pe grupe sistematice şi identificarea organismelor animale din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Ciorpac limnologic sau dragă târâtoare (vezi Secţiunea E de mai jos).

2. Borcane cu dop rodat sau recipiente de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg, cu un volum de 250-500 ml şi având diametrul egal cu cel al recipientului.

3. Tăvi dreptunghiulare albe emailate sau din plastic, cu dimensiunile de 30×15 cm.

4. Cutii Petri.

5. Pensete cu vârful fin.

6. Lame şi lamele pentru microscopie.

7. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

8. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

9. Chei dihotomice pentru identificarea speciilor de nevertebrate bentonice.

**D. Stabilirea staţiilor de prelevare a probelor**

Strategia de eşantionare aleasă trebuie să furnizeze informaţii corecte şi complete asupra stării macrozoobentosului pentru locul şi momentul dat. În ceea ce priveşte numărul şi localizarea staţiilor de prelevare a probelor se va ţine cont de scopul urmărit, de eterogenitatea habitatelor, de viteza de curgere a apei şi de precizia cerută analizei.

Pentru stabilirea corespunzătoare a punctelor de colectare a zoobentosului adeseori este utilă efectuarea unor prelevări prealabile de probe orientative. În cazul analizei calitative probele se vor colecta din habitate cât mai variate. La stabilirea periodicităţii de prelevare a probelor se va ţine cont de ciclurile de viaţă ale diferitor specii de organisme bentonice.

În cazul ecosistemelor lotice, în general, probele se colectează din aval spre amonte, pentru a nu perturba habitatele cercetate.

**E. Echipamente şi procedee de colectare calitativă a probelor**

Pentru prelevarea calitativă a probelor de zoobentos se folosesc diferite metode şi echipamente în funcţie de scopul cercetării, de tipul ecosistemului acvatic (stagnant sau curgător), de natura fundului (substrat dur sau sedimente mobile), de adâncimea apei, de viteza curentului de apă, de felul şi dimensiunea organismelor colectate şi de tipul probei (calitativă sau cantitativă).

Cel mai simplu şi cel mai uzual instrument pentru colectarea calitativă şi semi-cantitativă a organismelor acvatice este *ciorpacul limnologic* (fig. 6.3). Acesta se foloseşte pentru prelevarea macronevertebratelor de pe substrat mâlos, nisipos sau printre plantele acvatice în cazul apelor puţin adânci (de până la 1,5 m), curgătoare sau stătătoare (pâraie, râuri, bălţi, heleşteie, zona litorală a lacurilor). Acesta se compune dintr-un sac de pânză, un cadru metalic şi un mâner. Sacul are o formă conică cu vârful rotunjit şi este confecţionat dintr-o pânză de sită de moară, cu ochiurile de 0,5 sau 1 mm. Uzual adâncimea sacului este de 40-50 cm. Sacul nu se fixează direct pe cadrul metalic, ci prin intermediul unei benzi de pânză mai deasă şi mai rezistentă, lată de 10-12 cm. Cadrul metalic care susţine sacul are o grosime de 5-6 mm şi poate avea diferite forme: semicirculară, triunghiulară sau dreptunghiulară. Dintre aceste variante este preferată forma dreptunghiulară (în mod obişnuit, de 20-40 cm lăţime şi 20-30 cm înălţime). Mânerul poate fi confecţionat din metal, din lemn sau din plastic tare şi flexibil, de 2-3 cm diametru şi de aproximativ 1,5 m lungime. Acesta poate fi eventual detaşabil.

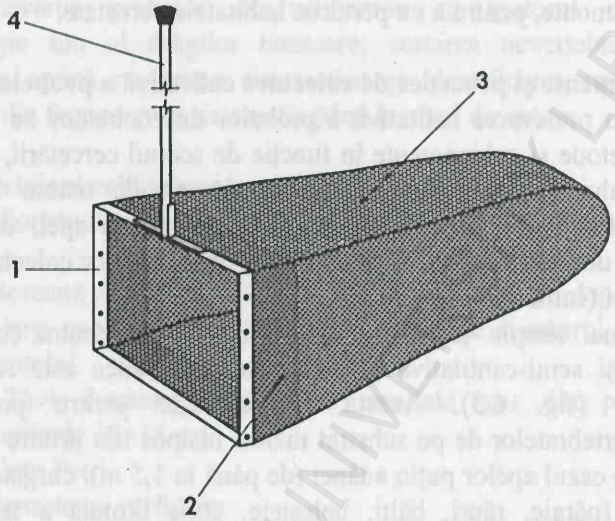



**Figura 6.3.** Ciorpac limnologic: 1 – cadru metalic; 2 – pânză rezistentă de doc; 3 – sac din pânză de sită de moară; 4 - mâner (după AFNOR, 1992).

Pentru luarea de probe ciorpacul limnologic se trage prin intermediul mânerului pe fundul apei sau printre plantele acvatice. În apele curgătoare mişcarea ciorpacului se face contra curentului de apă pentru a evita tulburarea zonei unde nu s-a făcut prelevarea şi pentru ca organismele dislocate să poată fi antrenate de curent în sac. Organismele întâlnite sunt duse de curentul de apă către fundul sacului. După ce în sac s-a adunat o cantitate suficientă de material ciorpacul se scoate din apă cu gura în sus, se scutură uşor ţinând sacul în apă pentru a îndepărta particulele de mâl sau nisip şi se goleşte într-o tăviţă de plastic sau într-un borcan cu gâtul larg (Observaţia a).

Pentru colectarea calitativă şi semi-cantitativă a epifaunei de pe substrat mobil de la adâncimi mai mari se folosesc diferite tipuri de *drăgi târâtoare*. Acestea se manevrează cu ajutorul unui vinci montat în ambarcaţiune. În general, lungimea cablului cu care se lansează drăgile trebuie să fie de 2,5-3 ori mai mare decât adâncimea de la care se prelevează probele. Drăgile târâtoare se folosesc pentru colectarea

calitativă a endofaunei şi epifaunei sesile din apele stătătoare şi lent curgătoare.

*Draga naturalistului* este formată dintr-un cadru metalic dreptunghiular, de 50-60 cm lăţime şi 20-25 cm înălţime, de care se ataşează, prin intermediul unei fâşii de pânză rezistentă, un sac din pânză de fileu cu ochiurile de 1 mm, având adâncimea de 50-60 cm. În fiecare colţ al cadrului există un inel metalic, de care se prinde o vergea metalică, printr-un cârlig închis cu arc (carabină); capetele opuse ale verigilor sunt strânse într-un inel de care se prinde un cablu metalic sau o parâmă rezistentă.

*Draga croşetată model Băcescu* (fig. 6.4) are latura de jos a ramei prevăzută cu o greblă cu 12-14 dinţi pentru o răscolire mai eficientă a stratului superficial al sedimentelor.

Pentru colectarea unei probe draga se lansează încet dintr-o barcă în mişcare şi se târăşte pe fundul bazinului prin intermediul cablului în urma ambarcaţiunii pe o distanţă oarecare (10-15 m sau chiar 50 m în cazul substratului nisipos) (Observaţia b). Organismele din substrat sunt răscolite de către latura de jos a drăgii sau de greblă şi antrenate în sac.

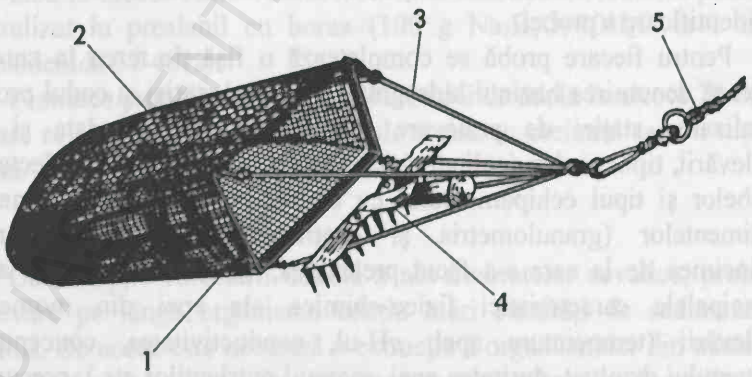



**Figura 6.4.** Draga târâtoare cu greblă tip Băcescu: 1 – cadru metalic; 2 – sac din pânză de sită de moară; 3 – vergele metalice; 4 – greblă; 5 – cablu de tractare (după Ionescu *et al.*, 1968).

În cazul apelor curgătoare de munte puțin adânci organismele pot fi colectate manual prin răsturnarea pietrelor şi inspectarea atentă a acestora. Nevertebratele acvatice fixate de pietre se culeg cu o pensetă.

Pentru eşantionarea calitativă a substratului dur de la adâncimi mai mari, se prelevează, prin scufundări în apnee sau folosind scafandrul autonom, pietre izolate. Pentru a diminua pierderile din timpul aducerii probelor la suprafață, acestea se vor ambala *in situ* în pungi de polietilenă.

Substratul pietros poate fi studiat, de asemenea, prin observații directe cu scafandrul autonom sau din submersibile. Un rol însemnat în cazul acestui substrat îl au fotografierea şi filmarea subacvatică.

În apele lent curgătoare şi stătătoare adânci (>1 m) prelevarea calitativă a nevertebratelor bentonice se poate realiza cu ajutorul substraturilor artificiale standardizate (SR EN ISO 9391/2000). Acestea se introduc în apă şi se lasă pentru o perioadă de câteva săptămâni pentru colonizare.

Probele colectate se introduc în recipiente cu gâtul larg ce conțin apă, iar codul de identificare a probei se inscripționează cu un marker rezistent la apă. Ca o măsură de precauție se recomandă introducerea în recipientul cu probă şi a unei etichete din hârtie de calc pe care se notează cu un creion sau cu un pix cu cerneală rezistentă la apă datele de identificare a probei.

Pentru fiecare probă se completează o fişă de teren în care se notează denumirea bazinul hidrografic, numărul stației şi codul probei, localizarea stației de prelevare (poziția geografică), data şi ora prelevării, tipul probei (calitativă sau cantitativă), modul de colectare a probelor şi tipul echipamentului cu care sa făcut prelevarea, natura sedimentelor (granulometria şi cantitatea de carbon organic), adâncimea de la care s-a făcut prelevarea, viteza de curgere a apei, principalele caracteristici fizico-chimice ale apei din momentul prelevării (temperatura apei, *p*H-ul, conductivitatea, concentrația oxigenului dizolvat, duritatea apei, regimul nutrienților etc.), precum şi observații speciale (viituri, poluări accidentale, ruperi de mal, exploatări la malul bazinului etc.) (vezi Anexa 15).

**F. Conservarea şi păstrarea probelor**

Analiza calitativă a organismelor zoobentice este de preferat a se efectua pe organisme vii. Pentru aceasta organismele colectate se introduc în borcane cu dop rodat sau recipiente de plastic cu dop înşurubat care se umplu cu apa din bazinul respectiv numai pe jumătate. Pană la efectuarea analizei în laborator probele se vor menţine la o temperatură scăzută (de câteva grade Celsius).

Adeseori însă nu există posibilitatea sortării şi analizei pe viu a organismelor. În plus, animalele prădătoare prezente în probă pot ataca şi consuma alte organisme sau între timp poate avea loc fenomenul de emergenţă. De aceea, atunci când intervalul de timp din momentul prelevării probelor până la prelucrarea lor în laborator depăşeşte 3-4 ore, se impune conservarea organismelor în teren.

Cel mai obişnuit conservarea probelor de zoobentos se face cu formol concentrat (aldehidă formică ~37%), care se adaugă în probă până la realizarea unei concentraţii finale de 10% (formaldehidă 3-4%). Fixativul utilizat, însă, poate varia în funcţie de grupul sistematic (tabelul 6.1).

Deoarece formolul dizolvă formaţiunile calcaroase şi pătrunde greu în chitină, conservarea moluştelor şi artropodelor este recomandat a se face în alcool etilic 70-80%. În mod alternativ, formolul poate fi neutralizat în prealabil cu borax (100 g $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$ la 1 litru formaldehidă 37-40%).

Păstrarea probelor se face în tuburi mici de sticlă în alcool 70-80% în care se introduc şi etichete din calc scrise cu creionul sau cu tuş de China.

**G. Prelucrarea probelor**

Cu excepţia colectării directe a nevertebratelor acvatice, probele prelevare pe lângă organisme conţin mari cantităţi de sediment şi detritus. De aceea este necesară o extracţie a organismelor din masa de sediment. Cel mai adesea această separare a organismelor de particulele de sediment se face la locul de prelevare, prin spălarea probelor în sacul ciorpacului sau al drăgii târâtoare.

**Tabelul 6.1.** Substanţe tipice pentru anestezierea, fixarea şi conservarea nevertebratelor bentonice (după Ionescu *et al.*, 1968).

| Taxonul | Anesteziere | Fixare | Conservare |
|---|---|---|---|
| Porifera | – | Formol 10% sau etanol 80% | Formol 10% sau etanol 80% |
| Hydrozoa | $MgCl_2$ 7% sau uretan 10% | Flambare, stropire cu formol 40% sau soluţie cromo-aceto-osmică | Formol 2% |
| Rhabdocoela | Examinare în stare vie | Soluţie Lang | Etanol 70% sau soluţie Bouin |
| Tricladida | $MgCl_2$ 7% sau uretan 10% | Soluţie Steinmann-Breslau | Etanol 80% sau soluţie Bouin |
| Rotatoria | – | Formol 2-3% | Formol 2-3% |
| Nematoda | – | Termofixare | Formol 4% |
| Naididae | – | Formol 4% | Formol 4% |
| Lumbricidae | – | Etanol 70% + puţin formol | Etanol 80% + 1-2 picături de formol |
| Tubificidae | – | Formol 5-10% | Etanol 70-80% |
| Hirudinea | – | $HOC_6H_2(NO_2)_3$ 0,2% în etanol 20% | Etanol 70% |
| Mollusca | – | Formol neutru 5-6% sau etanol 70% | Etanol 70% |
| Ostracoda | – | 15 p. etanol + 5 p. formol + 1 p. acid acetic glacial (96-99,6%) + 30 p. apă distilată | Glicerină sau etanol 80% |
| Amphipoda, Isopoda | – | Formol 4% | Etanol 70% + glicerină 5% |
| Ephemeroptera | – | Etanol 70% | Etanol 70% |
| Odonata | – | Etanol 70% | Etanol 70% |
| Plecoptera | – | Etanol 70% | Etanol 70% |
| Trichoptera | – | Etanol 70-80% | Etanol 70-80% |
| Coleoptera | – | Tamponare cu eter acetic | 65 p. etanol + 30 p. apă distilată + 5 p. acid acetic |
| Chironomidae | $MgCl_2$ 7% | Etanol 70% | Etanol 70% |
| Hydracarina | – | 10 p. glicerină + 3 p. acid acetic + 6 p. apă distilată | 10 p. glicerină + 3 p. acid acetic + 6 p. apă distilată |
| Bryozoa | Cocaină 1% | Formol 5% sau soluţie alcoolică de sublimat (urmată de scoaterea sublimatului în soluţie alcoolică de iod) | Etanol 75% sau soluţia Bouin |

BCU AS/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

O altă metodă de extracție calitativă a nevertebratelor bentonice în stare vie, atât din sedimentele grosiere, cât și cele fine, este *metoda deteriorării*. Această metodă constă în lăsarea sedimentului să stagneze un timp oarecare în găleți sau în cristalizoare de 5-10 litri cu apă într-un loc răcoros și ferit de lumină. Din cauza reducerii cantității de oxigen din apă, mai ales în cazul substratului vegetal, organismele vagile vor părăsi adăposturile și se vor ridica pe pereții vasului la suprafața apei, de unde pot fi colectate cu o pensulă sau o pensetă fină. Uneori, pentru grăbirea procesului, se poate recurge la stropirea probelor prelevate cu formol diluat (de cel mult 1%).

*Trierea probelor*. În laborator materialul concentrat se sortează manual în tăvițe din plastic cu ajutorul pensetelor sub aparatura optică pe grupe taxonomice majore (încrengături, clase, ordine etc.), după care se trece la identificarea organismelor din fiecare taxon până la nivel de specie. Sortarea pe viu a organismelor prezintă avantajul că mișcările acestora ușurează cu mult detectarea lor, în special când acestea sunt foarte mici.

**H. Modul de lucru**

1. Proba de zoobentos se trece într-o tăviță albă de plastic și se separă organismele de particulele de sediment cu ajutorul pensetelor.

2. Materialul se triază cu ochiul liber sau, după caz, sub lupa binoculară și se separă pe grupe sistematice (de exemplu, amfipode, hidracarieni, efemeroptere, plecoptere, trihoptere etc.).

3. Organismele triate se identifică sub aparatura optică (lupa binoculară și microscop), pe cât posibil, până la nivel de specie cu ajutorul determinatoarelor.

**I. Observații**

(a) După prelevarea probelor dintr-o stație ciorpacul limnologic se spală cu grijă.

(b) În lipsa ambarcațiunii draga târâtoare se poate utiliza prin aruncarea și tragerea acesteia de la mal.

### 6.2.2. Analiza cantitativă a zoobentosului

**A. Generalităţi**

Analiza cantitativă a zoobentosului constă în aprecierea numărului de organisme şi a biomasei lor pe o unitate de suprafaţă cunoscută. În general, densitatea zoobentosului se raportează la metru pătrat de suprafaţă bentală.

În ceea ce priveşte biomasa, există mai multe posibilităţi de exprimare a acesteia: ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată.

*Greutatea umedă* reprezintă greutatea indivizilor vii sau fixaţi în formol, nesupuşi în prealabil unor procedee de deshidratare (Observaţia a).

*Greutatea uscată* reprezintă greutatea indivizilor deshidrataţi în etuvă la 60-80°C timp de 24-48 ore până la o greutate constantă.

*Greutatea calcinată* reprezintă diferenţa dintre greutatea uscată a indivizilor şi cea a cenuşii rezultate în urma incinerării lor în etuvă la 550-580°C timp de 2-4 ore.

**B. Principiul metodei**

Eşantionarea unei anumite suprafeţe de fund cu ajutorul utilajelor de prelevare cantitativă; separarea organismelor de particulele de sediment; numărarea şi cântărirea organismelor zoobentonice identificate; determinarea densităţii şi biomasei zoobentosului prin extrapolarea datelor la metru pătrat.

**C. Materiale şi echipamente necesare**

1. Utilaj de prelevare cantitativă a probelor (vezi Secţiunea E de mai jos).

2. Set de site cu plasa din inox, alamă sau bronz cu ochiurile de 2,0 mm, 1,0 mm, 0,5 mm, 0,25 mm, 0,125 mm şi 0,062 mm. Sitele trebuiesc verificate periodic pentru a vedea dacă ochiurile sitelor nu sunt deformate sau colmatate cu particule de sediment (fig. 6.15).

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

3. Borcane cu dop rodat sau flacoane de plastic cu dop înşurubat de 250-500 ml capacitate.
4. Tăviţe albe de plastic cu dimensiunile de 30×15 cm.
5. Cutii Petri.
6. Pensete cu vârful fin.
7. Lame şi lamele pentru microscopie.
8. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.
9. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.
10. Chei de determinare a speciilor de nevertebrate bentonice.
11. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.
12. Coşuleţe din staniol, fiole sau creuzete tarate pentru cântărire.

**D. Stabilirea staţiilor de prelevare a probelor**

Punctele de colectare a probelor se aleg în aşa fel încât acestea să fie cât mai reprezentative pentru ecosistemul acvatic studiat. În cazul unui program de monitorizare biologică pe termen lung probele se vor recolta întotdeauna din aceleaşi puncte, folosind aceleaşi procedee lucru şi acelaşi tip de echipament. Pentru a putea urmări dinamica în timp a nevertebratelor acvatice se recomandă ca periodicitatea de recoltare a probelor să fie lunară sau cel puţin sezonieră. În cazul în care apar modificări semnificative ale factorilor de mediu (de ex. variaţii bruşte ale concentraţiei oxigenului dizolvat, poluări accidentale, „înfloriri" algale etc.) frecvenţa prelevărilor trebuie să fie mai mare. Pentru o estimare cât mai precisă a variabilităţii populaţiilor în fiecare staţie se vor preleva în mod aleatoriu (randomizat) cel puţin trei probe (Burian, 2002).

Pentru a stabili adâncimea până la care se prelevează probele este nevoie de realizarea unor sondaje preliminare. În timp ce majoritatea speciilor şi indivizilor populează primii 2-10 cm de sediment, un număr semnificativ de animale se pot îngropa în substrat până la 50 cm adâncime (Downing, 1984). Pentru studiul distribuţiei verticale a organismelor prizele pot fi prelevate, de exemplu, de la următoarele orizonturi: 5, 10, 15, 20, 25 şi 30 cm.

*Ecosistemele lotice.* În cazul apelor curgătoare se vor stabili cel puţin trei staţii de prelevare a probelor: una pentru cursul superior, una pentru cursul mijlociu şi una pentru cursul inferior. Dacă de-a lungul cursului de apă există surse de deversare a apelor poluate, în plus, se recomandă fixarea câte unei staţii de colectare în amonte şi în aval faţă de efluent. În mod asemănător, dacă există afluenţi care provin din zone poluate sau a căror apă prezintă proprietăţi fizico-chimice diferite faţă de cele ale cursului principal (ca de ex. apele care provin din turbării, din zonele calcaroase sau cele sărăturate) se va stabili câte o staţie în amonte şi una în aval faţă de punctul de confluenţă. În cadrul fiecărui tronson, de circa 80-100 m lungime, se va alege o zonă reprezentativă de prelevare şi se vor cerceta habitatele predominante ca procent de acoperire. Deoarece în cadrul unui curs de apă cu anumite particularităţi se pot diferenţia arii restrânse ce prezintă condiţii de viaţă deosebite faţă de cele generale, acestea vor fi evitate pentru colectarea probelor bentonice cantitative, nefiind reprezentative pentru biotopul dat (Ionescu *et al.*, 1968). Din aceleaşi considerente, se va evita amplasarea staţiilor în apropierea barajelor, podurilor, pragurilor sau a malurilor taluzate, deoarece prezenţa acestora poate influenţa anumiţi parametri de biotop (Pricope *et al.*, 2007).

*Ecosistemele lentice.* În cazul apelor stătătoare se vor fixa cel puţin trei staţii de prelevare a probelor: una la coada lacului, una în zona de mijloc şi una la baraj. În cazul bazinelor mari se pot fixa anumite staţii în golfuri mai mari. Prelevarea probelor se face de-a lungul unor profile perpendiculare pe mal, din staţii situate la intervale regulate. Pentru studii intensive şi repetitive se vor stabili mai multe profile dispuse la intervale regulate de-a lungul malului. În anumite situaţii se impune compararea structurii comunităţilor de nevertebrate bentonice din zonele supuse poluării cu structura comunităţilor din zone neafectate de poluare. Atunci când recoltarea sezonieră a probelor nu este posibilă din cauza unor limitări de ordin financiar sau personal probele se vor preleva în perioada de maximă stabilitate a stratificării termice a maselor de apă.

**E. Echipamente şi procedee de colectare cantitativă a probelor**

Eşantionarea cantitativă a substratului dur este deosebit de dificilă (Downing & Riegler, 1984). În cazul lespezilor sau a bolovanilor mari pentru prelevarea cantitativă se delimitează o anumită suprafaţă cu ajutorul unei rame metalice pătrate sau circulare şi se răzuiesc toate organismele din interiorul acesteia cu ajutorul unei raclete. În cazul substratului alcătuit din bolovani mici sau pietre prelevarea cantitativă se face prin delimitarea cu ajutorul unei rame metalice a unei suprafeţe cunoscute şi extragerea cu grijă a tuturor pietrelor care alcătuiesc substratul din interiorul ramei. În cazul apelor adânci pietrele sunt extrase cu ajutorul scafandrilor autonomi, introduse în plase sau pungi de polietilenă şi transportate la mal. Apoi pietrele sunt spălate cu un jet de apă deasupra unei tăvi sau găleţi pentru a detaşa animalele prinse de acestea.

Pentru eşantionarea cantitativă a macronevertebratelor bentonice din apele curgătoare puţin adânci şi cu substrat pietros se pot folosi prelevatorul Surber, bentometrul Hess sau draga cu buzunar Mălăcea.

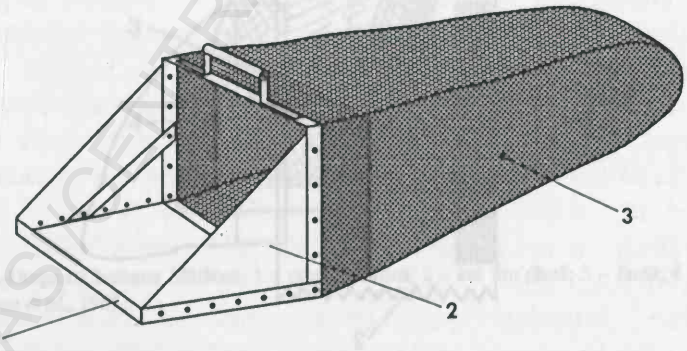



**Figura 6.5.** Prelevator Surber: 1 – cadru metalic; 2 – suprafeţe triunghiulare din pânză rezistentă; 3 – sac din fire de mătase (după AFNOR, 1992).

*Prelevătorul (bentometrul) de tip Surber* (fig. 6.5) este format dintr-o ramă metalică pătrată cu latura mare de 25 cm şi cea mică de 20

cm. Rama trebuie să fie destul de înaltă pentru a preveni eventualele vârtejuri de apă. Perpendicular pe această ramă mai prezintă un cadru metalic de care este ataşat, prin intermediul unei benzi din pânză marinărească, un sac din pânză de mătase sau de nailon de 65-70 cm lungime şi cu diametrul ochiurilor de 0,5 mm.

Pentru prelevare acesta este aşezat pe suprafaţa substratului cu plasa în direcţia de curgere a apei, apoi se răscoleşte substratul şi se răstoarnă cu mâna toate pietrele din interiorul cadrului metalic. Animalele dislocate sunt antrenate de curent în interiorul plasei. După ce a fost investigată toată suprafaţa delimitată de cadru, conţinutul plasei este răsturnat într-o tăviţă de plastic.

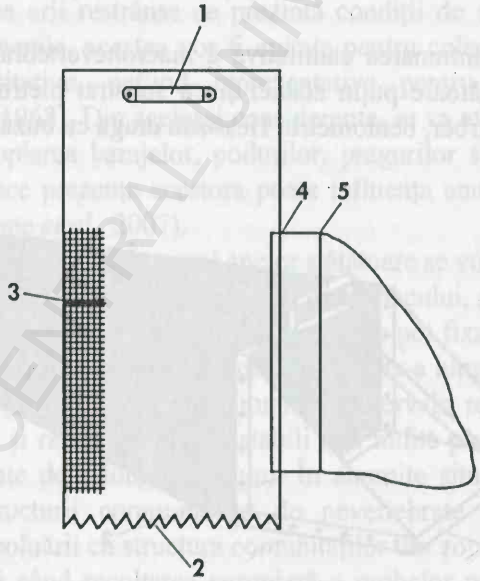



**Figura 6.6.** Bentometru Hess: 1 – mâner; 2 – marginea zimţată; 3 – fereastră cu plasă; 4 – fereastră de ieşire; 5 – sac din plasă (după Lamotte & Bourlière, 1971).

*Bentometrul de tip Hess* (fig. 6.6) constă dintr-un cilindru metalic cu diametrul de 25-30 cm şi înălţimea de 45 cm, deschis la ambele

capete şi cu marginea inferioară dinţată. Părţile laterale ale cilindrului sunt prevăzute cu mânere pentru a facilita împingerea bentometrului în substrat. În josul părţii anterioare prezintă o deschidere ovală acoperită cu o plasă din oţel inoxidabil cu dimensiunea ochiurilor de 1 mm. Pe partea opusă se află un alt orificiu circular de care se fixează, prin intermediul unei fâşii din pânză rezistentă, un sac colector din plasă detaşabil, de 50 cm adâncime şi cu ochiurile de 0,5 mm.

Pentru prelevarea probelor bentometrul se aşează pe patul apei curgătoare cu ecranul de plasă înspre amonte şi cu sacul colector înspre aval. Acolo unde este posibil, bentometrul se înfundă în substrat pe o adâncime de maximum 7 cm prin mişcări alternative de rotire. Substratul din interiorul cilindrului metalic se răscoleşte cu mâna, iar organismele dislocate sunt antrenate de curentul de apă şi reţinute în sac.

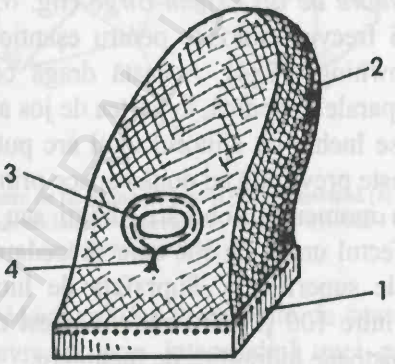



**Figura 6.7.** Draga cu buzunar Mălăcea: 1 – ramă metalică; 2 – sac din plasă; 3 – fantă; 4 - şiret (după Ionescu *et al.*, 1968).

*Draga cu buzunar de tip Mălăcea* (fig. 6.7) se compune dintr-un cadru metalic de formă dreptunghiulară, de 40 cm lungime şi 25 cm lăţime, de care este prins un sac din plasă cu diametrul ochiurilor de 0,5 mm, de 60-70 cm lungime şi cu vârful rotunjit. Aproximativ la jumătatea lungimii sacului lateral se găseşte o fantă de grosimea mâinii,

care poate fi strânsă sau lărgită cu ajutorul unui şiret. Pentru colectarea probelor draga Mălăcea se aşează pe substrat cu fanta orientată înspre amonte, se introduce mâna prin fantă în interiorul sacului şi se răscolesc toate pietrele din porţiunea de substrat delimitată de cadrul metalic. Organismele sunt antrenate de curentul de apă şi se adună în vârful sacului. După terminarea colectării se scoate mâna din sac, fanta se strânge cu şiretul şi se ridică de cadrul metalic. Draga cu buzunar se foloseşte pentru eşantionarea cantitativă a macronevertebratelor bentonice din apele curgătoare puţin adânci şi cu substrat pietros.

Pentru prelevarea cantitativă a probelor de la adâncimi mari din apele stătătoare sau cele lent curgătoare cu substrat moale (mâl, nisip, detritus) se folosesc diferite tipuri de *drăgi apucătoare* sau *bodengreifere*. Acestea sunt coborâte vertical de pe o ambarcaţiune staţionată şi colectează epifauna şi endofauna împreună cu un anumit volum de sediment.

*Draga apucătoare de tip Ekman-Birge* (fig. 6.8) este unul dintre modelele cele mai frecvent folosite pentru eşantionarea cantitativă a zoobentosului (Downing, 1984). Această dragă constă dintr-o cutie metalică de formă paralelipipedică, în partea de jos a căreia se află două fălci mobile care se închid cu ajutorul unui arc puternic. În partea de sus a cutiei draga este prevăzută cu două capace prinse în balamale care rămân deschise în momentul coborârii drăgii sau prezintă perforaţii pentru a reduce efectul undei de şoc care precede draga şi care poate deranja sedimentele superficiale. Suprafaţa de lucru poate varia, în funcţie de model, între 100 şi 2500 $cm^2$. În acest din urmă caz draga este prevăzută cu pistoane hidraulice de închidere.

Draga în poziţie deschisă se coboară dintr-o ambarcaţiune cu ajutorul unui cablu până când se înfundă în sediment sub propria greutate. Acţionarea drăgii se face prin eliberarea resortului de închidere de către o greutate inelară (mesager) lansată de-a lungul cablului de susţinere a drăgii. Draga decupează un anumit volum de sediment şi se ridică la bord, având grijă să nu se piardă din materialul colectat.

Draga apucătoare Ekman-Birge este adecvată pentru prelevarea probelor în cazul sedimentelor moi fin divizate (nisip, mâl, detritus vegetal), în apele stătătoare nu foarte adânci şi cu o viteză redusă a curentului de apă.

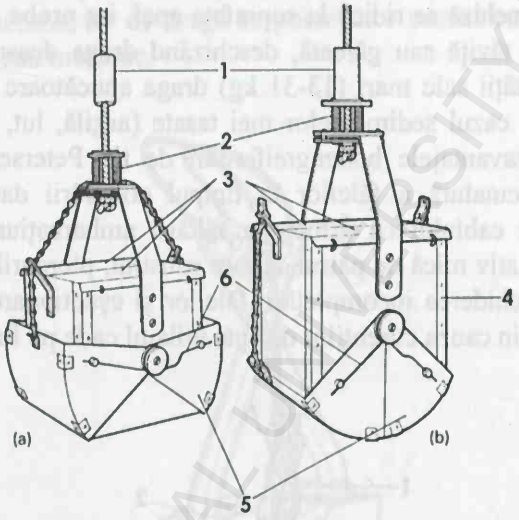



**Figura 6.8.** Dragă apucătoare de tip Ekman-Birge în poziţie deschisă (a) şi în poziţie închisă (b); 1 – mesager; 2 – mecanism de declanşare cu arcuri; 3 – flapsuri mobile; 4 – corpul bodengreiferului; 5 – fălci; 6 – arc de închidere (după Downing, 1984).

*Draga de tip Marinescu* se deosebeşte de cea de tip Ekman prin faptul că se manevrează prin intermediul unei prăjini de 1-1,5 m lungime. Se foloseşte pentru prelevarea probelor de la adâncimi mici (< 1,5 m).

*Muşcătorul de fund de tip Petersen* (fig. 6.9) constă din două fălci mari, în forma a două sferturi de cilindru, articulate mobil între ele şi prinse de un cablu. În timpul coborârii drăgii pe fundul bazinului fălcile sunt menţinute întredeschise de un dispozitiv constând din două lanţuri care sunt prinse cu un capăt de laturile fălcilor şi susţinute cu celălalt capăt de un cârlig. Partea superioară a fiecărei fălci prezintă o fereastră acoperită cu o sită care permite evacuarea apei în timpul închiderii

bodengreiferului. În contact cu substratul slăbirea tensiunii cablului determină bascularea cârligului şi eliberarea fălcilor, astfel încât, în momentul ridicării de pe substrat, bodengreiferul se închide în mod automat, decupând prin "muşcare" o suprafaţă bentonică egală cu suprafaţa de deschidere a gurii drăgii (care poate varia între 258 şi 1000 $cm^2$). Draga închisă se ridică la suprafaţa apei, iar proba colectată este trecută într-o tăviţă sau găleată, deschizând draga deasupra acesteia. Datorită greutăţii sale mari (13-31 kg) draga apucătoare Prtersen este preferabilă în cazul sedimentelor mai tasate (argilă, lut, nisip fin sau prundiş). Dezavantajele bodengreiferului de tip Petersen constau în închiderea prematură a fălcilor în timpul coborârii datorită slăbirii momentane a cablului ca urmare a săltării ambarcaţiunii pe valuri, adâncimea relativ mică de pătrundere în substrat, pierderile de material cauzate de închiderea incompletă a fălcilor şi eşantionarea ineficientă atunci când, din cauza curenţilor de apă, utilajul cade pe fund oblic.

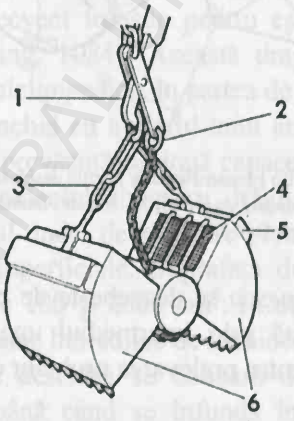



**Figura 6.9.** Bodengreifer de tip Petersen: 1 – cârlig cu contragreutate; 2 – cablu de închidere; 3 – cablul care menţine fălcile deschise în timpul coborârii; 4 – fereastră de acces cu sită; 5 – lest; 6 – fălci (după Downing, 1984).

*Draga de tip van Veen* (fig. 6.10) se aseamănă cu draga Petersen, dar prezintă un sistem de închidere tip foarfece, alcătuit din două braţe lungi prinse de fiecare falcă. Aceste braţe măresc forţa exercitată asupra

fălcilor, permițând o închidere mai bună, și previn smucirea bodengreiferului de pe fund. Suprafața de lucru poate fi de 200-2500 $cm^2$ în funcție de model. Se folosește în cazul apelor adânci și cu viteză mare a curentului și al căror substrat este alcătuit din sedimente consistente sau acoperit cu vegetație deasă. Din cauza greutății sale, manevrarea acestui tip de dragă se poate face numai cu ajutorul unui vinci manual sau mecanic.

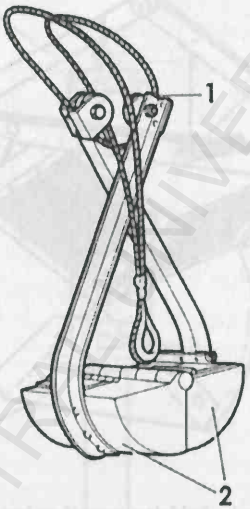



**Figura 6.10.** Bodengreifer de tip Van Veen: 1 – scripete; 2 – fălci (după Downing, 1984).

*Draga grea de tip PONAR* (fig. 6.11) este, de asemenea, o versiune modificată a bodengreiferului Petersen. Acesta este prevăzută cu apărători laterale care reduc semnificativ pierderea materialului colectat în timpul închiderii acesteia. De asemenea, partea superioară a cupelor prezintă ferestre acoperite cu site, pentru reducerea efectului undei de șoc în timpul coborârii dispozitivului pe fund. Dimensiunile suprafeței de prelevare sunt de 23×23 cm sau de 15×15 cm („petite PONAR"). În timpul coborârii drăgii fălcile sunt menținute deschise de către o bară transversală și se închide în mod automat în contact cu

substratul datorită ieşirii acului de siguranţă din orificiul barei. Acest bodengreifer este uşor de manevrat şi eficient în apele liniştite, dar în cazul unor ape cu curenţi puternici mecanismul de acţionare este mai puţin adecvat. Datorită greutăţii mari (~23 kg în cazul versiunii standard), această dragă este eficientă în cazul sedimentelor tari (nisip, pietriş, lut, argila).

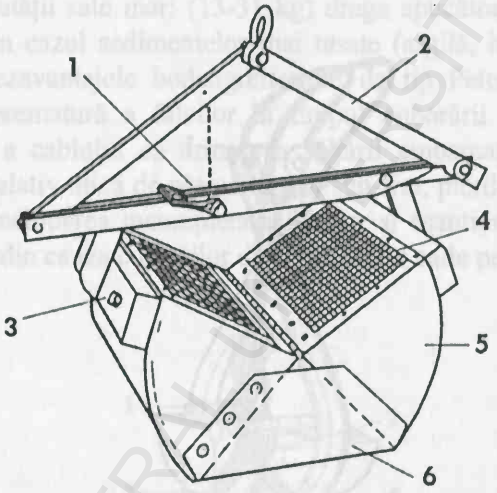



**Figura 6.11.** Dragă de tip PONAR: 1 – bold de siguranţă cu lanţ; 2 – sistem de pârghii care menţin fălcile deschise în timpul coborârii drăgii; 3 – lest; 4 – fereastră de acces cu sită; 5 – fălci; 6 – apărători laterale (după Burian, 2002).

*Sondele tubulare* (*carotierele*) prezintă avantajul de a deranja foarte puţin interfaţa sediment-apă în momentul acţionării şi de a menţine succesiunea naturală a straturilor de sediment. De asemenea, utilizarea carotierelor permite analiza unui număr mai mare de replici ca urmare a volumului mic al unităţii de probă, permiţând astfel reducerea erorii de estimare a densităţii şi se poate folosi pe diferite tipuri de substrat. Suprafaţa de eşantionare este cel mai adesea de 50 $cm^2$, iar adâncimea de prelevare de 10 cm (în funcţie de consistenţa

sedimentului). Un model foarte popular printre hidrobiologi este *carotiera de tip Kajak-Brinkhurst* (K-B® corer) (fig. 6.12). Tuburile se confecţionează de regulă din plastic transparent (plexiglas), ceea ce permite observarea probei şi obţinerea unor secţiuni de o anumită grosime pentru a urmări distribuţia verticală organismelor din sediment. Carotierele se folosesc în special pentru eşantionarea animalelor mici care prezintă în mod obişnuit densităţi foarte mari, cum ar fi nematodele, oligochetele sau chironomidele.

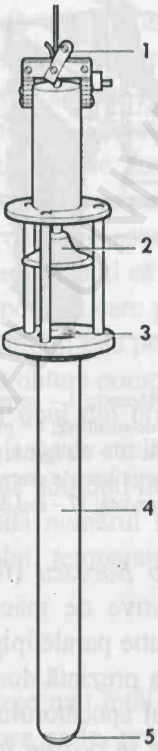



**Figura 6.12.** Carotieră de tip Kajak-Brinkhurst: 1 – declanşator de închidere; 2 – clapetă de sucţiune; 3 – orificiul tubului; 4 – tub detaşabil; 5 – muchia ascuţită (după Downing, 1984).

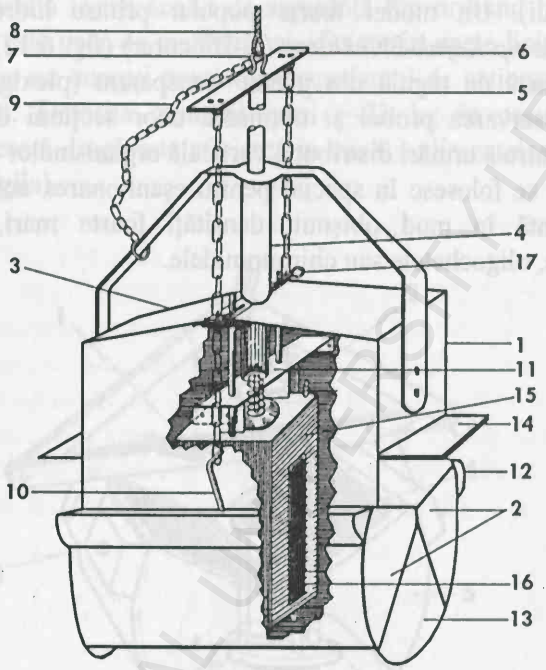



**Figura 6.13.** Apucătorul-sondă de tip Băcescu: 1 – corpul apucătorului; 2 – fălci; 3 – capacul exterior; 4 – ţeava de susţinere; 5 – axul de susţinere; 6 – placa de susţinere a lanţurilor; 7 – inel de susţinere; 8 – cablu; 9 – lanţ de siguranţă; 10 – cârlige; 11 – bara de fixare a sondei; 12 – greutăţi de plumb; 13 – apărători laterale; 14 – aripi laterale pentru împiedicarea afundării a aparatului în mâlul moale; 15 – sonda; 16 – fereastra gradată; 17 – inel de siguranţă (după Ionescu *et al.*, 1968).

*Apucătorul-sondă de tip Băcescu* (fig. 6.13) permite colectarea simultană a probelor cantitative de macrobentos şi de meiobentos. Acesta se compune dintr-o cutie paralelipipedică din alamă de 4-5 mm grosime, care în partea de jos prezintă două fălci mobile din alamă de 2-3 mm grosime. În interiorul apucătorului şi la 1 cm distanţă faţă de marginea inferioară a fălcilor în poziţie închisă se află un dispozitiv-sondă. Această sondă asigură obţinerea unor probe cantitative de meiobentos, împiedică contaminarea lor cu specii planctonice în timpul manipulării şi nu perturbă stratificarea naturală a sedimentelor. Datorită greutăţii sale mari (50-60 kg în stare goală), apucătorul-sondă se

foloseşte în cazul bazinelor acvatice adânci, cu curent puternic şi cu substrat nisipos sau mâlos. Dispozitivul poate fi manevrat doar cu ajutorul unui vinci montat într-o ambarcaţiune, iar închiderea se face în mod automat sub propria lui greutate. Suprafaţa de lucru a apucătorului Băcescu este de 1000 $cm^2$.

Cele mai bune rezultate în eşantionarea cantitativă a zoobentosului pot fi obţinute cu ajutorul *pompelor hidraulice de sucţiune* (fig. 6.14). Acestea funcţionează prin crearea unei diferenţe de presiune prin trecerea unui curent de apă sau aer sub presiune printr-o gâtuitură (efect Venturi). Această diferenţă de presiune determină aspirarea sedimentelor împreună cu fauna pe care o conţine. Aceste pompe prezintă o serie de avantaje, cum ar fi: prelevează un eşantion de sediment care are aceeaşi suprafaţă pe toată adâncimea de penetrare, are o suprafaţă de prelevare destul de mare (până la 1000 $cm^2$), o profunzime de penetrare în sediment ce poate depăşi 30 cm, iar spălarea sedimentului se face direct de către aparat. Dezavantajele pe care le prezintă aceste utilaje constau în faptul că ele depind de sursa de curent electric pentru funcţionarea pompei care provoacă curentul de apă sub presiune, stratificarea sedimentului este perturbată în timpul spălării, iar organismele de talie mare pot obtura pompa.

Materialul colectat prin unul din procedeele mai sus se trece în pungi de polietilenă, în recipiente de sticlă cu dop rodat sau în flacoane de plastic cu dop înşurubat de 250-500 ml capacitate şi se etichetează. Etichetele trebuie să cuprindă numărul staţiei, locul, data colectării, adâncimea, natura substratului, temperatura, transparenţa, *p*H-ul apei etc. (Anexa 15)

**F. Prelucrarea probelor**

După prelevare se recurge mai întâi la o concentrare a faunei, în întregime sau în cea mai mare parte, prin reducerea volumului probei prelevate. În cazul probelor prelevate cu ajutorul bodengreiferelor această operaţiune se realizează aproape întotdeauna prin spălarea probelor în site speciale.

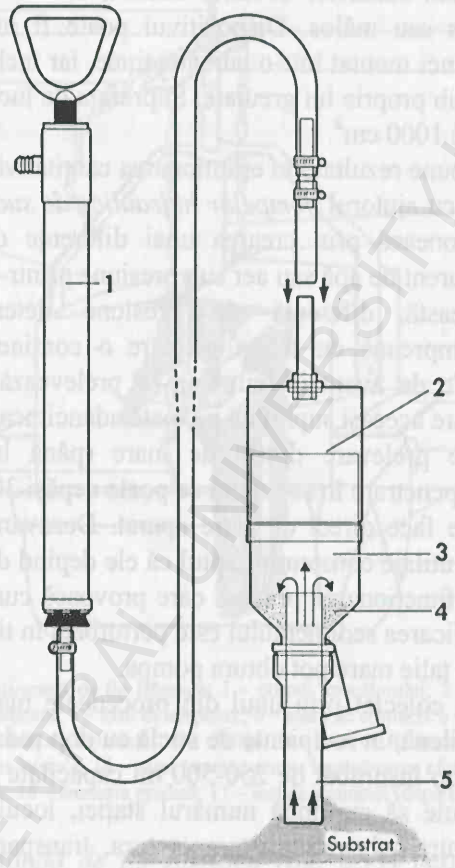



**Figura 6.14.** Prelevator hidraulic: 1 – pompă de sucţiune; 2 – sită; 3 – cilindru de colectare; 4 – materialul colectat; 5 – furtun flexibil din plastic (după Downing, 1984).

Ochiurile sitei trebuie dimensionate în funcţie de fauna studiată, de scopul cercetării şi de granulometria sedimentului. Astfel, pentru studiul ciclurilor biologice sau al dinamicii populaţiilor se vor folosi site fine (de exemplu, cu ochiurile de 0,25 mm sau chiar 0,1 mm), în timp ce pentru studiile generale de monitorizare a calităţii apei pot fi folosite site cu ochiurile mai mari (de 0,5 mm sau chiar de 1,0 mm). În

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

cazul mâlurilor şi nisipurilor fine se vor folosi site cu ochiurile de 0,5 mm, dar în cazul nisipurilor grosiere şi prundişului vor fi necesare site cu ochiurile de 1,0 mm sau 1,4 mm. În mod uzual, însă, se foloseşte un set de site suprapuse, care au dimensiunea ochiurilor descrescândă de la sita superioară la cea inferioară (fig. 6.15). În acest fel pot fi reţinute chiar şi organismele foarte mici evitându-se totodată colmatarea prea rapidă a sitelor. Prin spălarea probelor în site se face şi separarea dimensională a organismelor (macrobentos/meiobentos).

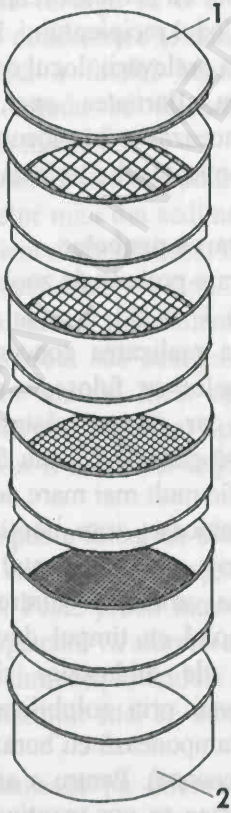



**Figura 6.15.** Set de site etalonate suprapuse pentru spălarea probelor: 1 – capac; 2 – sită fină (după Jipa, 1987, din Gomoiu & Skolka, 2001).

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

După spălare materialele inerte mai grosiere reţinute pe site (pietre, bucăţi de lemn, frunze, cochilii goale de moluşte), înainte de a fi înlăturate din probă, se inspectează cu atenţie pentru a vedea dacă nu prezintă organisme vii prinse de acestea.

Materialul rezultat după spălare se trece în recipiente de sticlă cu dop rodat sau din material plastic cu dopul înşurubat. Dopul sau pereţii recipientelor conţinând probele se numerotează cu un marker rezistent la apă. Ca o măsură de precauţie, se recomandă introducerea unei etichete suplimentare din hârtie de calc adnotate în mod corespunzător cu un creion sau cu un pix cu cerneală rezistentă la apă şi la fixativ în interiorul recipientului. Codul recipientului, împreună cu toate datele de identificare a probei (data prelevării, locul colectării, adâncimea, natura substratului, temperatura, duritatea apei, concentraţia oxigenului dizolvat etc.), se consemnează la faţa locului în carnetul de teren sau într-o fişă de analiză a zoobentosului tipizată (Anexa 15).

**G. Conservarea şi păstrarea probelor**

Imediat după prelevare probele de zoobentos se fixează cu formol concentrat (formaldehidă 37-40%), care se adaugă în probă şi apoi se diluează cu apă până la realizarea concentraţiei dorite. În general, pentru fixarea organismelor se foloseşte o soluţie de formol 10% (formaldehidă ~3-4%), dar pentru păstrarea probelor concentraţia formolului poate fi redusă până la 2,5 sau 5% cu condiţia ca volumul lichidului conservant să fie mult mai mare decât cel al organismelor. În cazul unor probe voluminoase, care conţin o proporţie ridicată de sediment, trebuie avut grija, pe lângă faptul că s-a adăugat o cantitate suficientă conservant, ca amestecul dintre formol şi probă să fie complet. Deoarece formolul cu timpul devine acid şi poate dizolva formaţiunile calcaroase ale moluştelor şi crustaceelor sau poate modifica valorile biomasei prin solubilizarea lipidelor sau a altor ţesuturi grase, acesta se tamponează cu borax (40 g tetraborat de sodiu la 1 litru de formol concentrat). Pentru a asigura o fixare completă a tuturor organismelor acestea se vor menţine în formol aproximativ 3 zile.

Anumite organisme cu corpul moale (turbelariate, oligochete) se identifică mai uşor dacă nu sunt contractate. Pentru aceste organisme se recomandă narcotizarea lor înaintea fixării. Cel mai adesea relaxarea organismelor se face cu o soluţie apoasă de clorură de magneziu 5-7%, alcool izopropilic 10% sau propilen fenoxetol 0,15% (tabelul 6.1).

Păstrarea organismelor se face în tuburi de sticlă în alcool etilic 70-80%.

**H. Concentrarea şi extracţia organismelor**

În laborator adesea se recurge la o a doua triere a masei de sediment pentru a obţine o concentrare şi mai mare a probelor. Pentru separarea cât mai completă a faunei bentonice de particulele de sediment sau detritusul organic se folosesc următoarele metode: flotaţia, levigarea şi sortarea manuală.

*Metoda levigării (elutrierii)* este una dintre tehnicile cele mai bune pentru separarea organismelor mici din sediment. Pentru aceasta proba este introdusă într-un recipient mare prevăzut cu o scurgere. Sedimentul este răscolit prin jeturi ascendente de apă. Organismele, fiind mai uşoare decât particulele minerale, sunt antrenate de către curentul de apă şi reţinute pe o sită plasată sub scurgerea de supraplin. Puterea jeturilor trebuie ajustată în aşa fel încât apa să agite proba şi să antreneze organismele mărunte dar nu şi sedimentul. În cazul sedimentelor fine acestea vor fi antrenate împreună cu apa şi vor trece prin ochiurile sitei.

În mod asemănător se poate folosi un uluc lung şi puţin adânc din tablă, deschis doar la un capăt, care se aşează orizontal, cu capătul deschis deasupra unei site. Peste proba introdusă la capătul închis al jgheabului se toarnă încet apă care va antrena animalele şi detritusul de-a lungul ulucului în sită, în timp ce particulele mai grele (nisip, prundiş) vor rămâne în jgheab. Conţinutul sitei se transferă apoi în borcane de plastic cu dop înşurubat.

*Metoda flotaţiei* se bazează pe diferenţele în ceea ce priveşte greutatea specifică dintre organisme şi sedimente. Adăugarea unui mediu cu o densitate potrivit de mare determină flotarea organismelor,

în timp ce particulele de sediment se depun pe fund. În acest scop se folosesc tetraclorura de carbon, siropul de zahăr, tricloretilena, clorura de zinc etc. Neajunsul acestei metode constă în dificultatea recuperării materialului. De asemenea, în cazul unor organisme grele (moluşte, larve de trihoptere în căsuţe) metoda nu este strict cantitativă.

*Trierea manuală a probelor* este la ora actuală tehnica cea mai sigură pentru extracţia cantitativă a organismelor din proba de sediment. Principalul dezavantaj al acestui procedeu constă în faptul că este foarte laborios şi necesită un timp foarte mare.

Pentru a uşura sortarea probelor organismele pot fi colorate cu diferiţi coloranţi protoplasmatici (Roz Bengal, rodamină B, eozină etc.). Dintre aceştia cel mai utilizat este colorantul Roz Bengal (200 mg la un litru de formaldehidă 37%), care se adaugă în soluţia de conservare a probei cu cel puţin 24-48 ore înaintea sortării. Totuşi, colorarea cu Roz Bengal nu se recomandă în cazul oligochetelor, care trebuiesc transparentizate cu lactofenol pentru a putea observa anumite structuri folosite în recunoaşterea speciilor. Chironomidele se transparentizează prin introducerea acestora într-o soluţie de hidroxid de potasiu 10% în care se lasă timp de 3 zile sau prin fierbere în KOH 10% timp de 4-5 ore.

Proba se triază sub stereomicroscop, operaţiune în urma căreia organismele se separă de particulele de sediment şi se sortează pe categorii taxonomice. Dacă numărul unor organisme este foarte mare se recurge la fracţionarea probei şi trierea integrală a organismelor din subprobă. Totodată se urmăreşte ca formele rare să nu fie omise.

**I. Numărarea organismelor**

Numărarea organismelor zoobentonice, separat pe grupe sistematice (încrengături, clase, ordine, familii etc.), se face concomitent cu sortarea şi identificarea lor. Însumându-se valorile abundenţei numerice a fiecărui taxon şi, ţinându-se cont de suprafaţa substratului de pe care a fost prelevată proba, se stabileşte densitatea totală a organismelor zoobentonice pe 1 $m^2$.

În unele cazuri, pentru a diminua importanța speciilor caracterizate în mod obișnuit prin abundențe ridicate și de a o crește pe cea speciilor rare în caracterizarea structurii biocenozelor, se recurge la înlocuirea numărului absolut de exemplare pe unitatea de suprafață prin valori de abundență relativă.

Dintre scările de abundență relativă cea mai indicată este scara introdusă de Knöpp ce ia valori de la 1 la 7 (tabelul 6.2).

**Tabelul 6.2.** Aprecierea abundenței relative a organismelor conform scării Knöpp (după Ionescu *et al.*, 1968).

| Densitatea organismelor | Indicele de abundență relativă |
|---|---|
| Exemplare izolate | 1 |
| Exemplare foarte rare | 2 |
| Exemplare rare | 3 |
| Exemplare destul de abundente | 4 |
| Exemplare abundente | 5 |
| Exemplare foarte abundente | 6 |
| Dezvoltare în masă | 7 |

**J. Determinarea biomasei**

*Determinarea directă a greutății umede* se realizează în felul următor:

1. După ce organismele au fost numărate pe specii, acestea se tamponează cu o hârtie de filtru pentru a absorbi apa superficială.

2. Organismele din fiecare specie se cântăresc apoi în întregime la o balanță analitică cu o precizie de ±0,001 g (Observația b).

3. Greutatea obținută se împarte la numărul de exemplare cântărite pentru a stabili greutatea medie a unui organism.

4. Pentru a afla biomasa speciei respective, în $g/m^2$ sau în $mg/m^2$, greutatea medie a unui organism se înmulțește cu numărul de exemplare găsite pe metru pătrat.

5. Biomasa totală a organismelor pe unitatea de suprafață se calculează prin însumarea biomasei tuturor speciilor prezente în probă.

*Determinarea greutăţii uscate.* Procedura de estimare a greutăţii uscate este următoarea:

1. Se determină mai întâi greutatea umedă a organismelor conform procedeului de mai sus.

2. Organismele se deshidratează în etuvă la 60-80°C până la o greutate constantă şi se cântăresc din nou pentru a afla greutatea uscată (Observaţia c).

*Determinarea greutăţii calcinate* se face în felul următor:

1. Se determină mai întâi greutatea uscată a organismelor conform procedeului de mai sus.

2. Organismele se incinerează la 500-600°C timp de 2 ore şi se cântăresc din nou pentru a afla greutatea cenuşii.

3. Se calculează greutatea calcinată ca fiind diferenţa dintre greutatea uscată şi greutatea cenuşii.

*Determinarea indirectă a biomasei umede.* Biomasa individuală poate fi determinată şi în mod indirect, prin măsurarea volumului corpului (plecând de la dimensiunea şi forma organismelor) şi transformarea ulterioară a unităţilor de biovolum în unităţi de biomasă prin utilizarea unor factori de conversie. Cel mai adesea determinarea indirectă a biomasei individuale se aplică atunci când numărul de indivizi este foarte mare sau aceştia sunt de dimensiuni foarte mici. Pentru anumite specii există deja tabele de corelaţie talie-greutate care sunt folosite pentru calculul biomasei. De asemenea, în mod curent se utilizează diferite tabele care prezintă greutatea medie a unui organism din fiecare specie calculată pe baza unui număr mare de cântăriri.

**K. Observaţii**

(a) Deoarece o anumită fracţiune de materie organică (variind între 1 şi 45% în funcţie de specie) se poate dizolva în formol, greutatea umedă a organismelor fixate diferă întrucâtva de greutatea umedă reală.

(b) Pentru animalele care prezintă cochilii, greutatea cochiliilor de cele mai multe ori se determină separat. De asemenea, pentru estimarea biomasei organismelor limivore, a căror conţinut digestiv poate

reprezenta o proporție considerabilă din cea a greutății umede totale, se impune aplicarea unor factori de corecție.

(c) În urma deshidratării în etuvă poate avea loc o oarecare pierdere de materie organică, în special lipide, cauzată de descompunerea carbonaților și bicarbonaților de calciu.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

# Capitolul 7
# METODE BIOLOGICE DE APRECIERE A CALITĂȚII APELOR DULCI

## A. Principii generale

Evaluarea calității apelor pe baza analizei biologice prezintă anumite trăsături:

- datorită faptului că reacțiile organismelor vii față de modificările factorilor de mediu prezintă o anumită inerție, analiza biologică are o valoare retrospectivă, furnizând date ce reflectă situația pe o perioadă de timp mai lungă dinaintea prelevării, în timp ce analiza fizico-chimică reflectă starea mediului numai din momentul prelevării probelor;
- analiza biologică dă o imagine asupra stării medii a poluării, care este rezultanta fluctuațiilor parametrilor fizico-chimici ai apei; prin urmare, pentru a stabili nivelul mediu de poluare al receptorului prin analize fizico-chimice va fi nevoie un număr mare de probe, pe când analiza biologică necesită o frecvență mult mai redusă de prelevare a probelor;
- poate oferi informații privind nivelul de poluare a emisarului, ceea ce analiza fizico-chimică nu poate realiza;
- este relativă și nespecifică, neputând furniza valori cantitative asupra proceselor de poluare sau asupra naturii substanțelor toxice; în această situație, analiza fizico-chimică și cea biologică se completează reciproc.

În evaluarea biologică a unui bazin acvatic pot fi utilizate următoarele grupări ecologice (cf. OM nr. 161/2006):

a) *Fitoplanctonul.* Algele planctonice au o valoare deosebită în aprecierea efectelor de eutrofizare, în special pentru faciesul lentic. Deşi prelevarea cantitativă a fitoplanctonului nu prezintă dificultăţi, identificarea speciilor şi diferenţierea între organismele vii şi cele moarte este mai grea, neputând fi efectuată decât de biologi bine pregătiţi. Algele microfite prezintă o puternică dependenţă de anotimpuri sau periodicitate a apariţiei, din cauza timpului scurt de generare şi a variaţiei energiei competitive în utilizarea luminii disponibile. În consecinţă, frecvenţa de luare a probelor trebuie să fie mai mare decât în cazul macronevertebratelor.

b) *Perifitonul.* Algele bentonice pot fi utilizate cu rezultate bune pentru aprecierea calităţii unor ape lipsite de fitoplancton, cum ar fi faciesul lotic.

Avantajele utilizării algelor bentonice în evaluarea stării ecologice a bazinelor de apă sunt:

- având cicluri de viaţă scurte şi rate de multiplicare rapide, sunt buni indicatori pe termen scurt ai perturbărilor;
- fiind producători primari şi având dimensiuni mici, sunt supuse într-o măsură mai mare variaţiilor factorilor perturbatori;
- recoltarea calitativă a probelor este facilă, puţin costisitoare, necesită un personal redus şi are un impact nesemnificativ asupra biotei existente;
- sunt sensibile la anumiţi poluanţi (de exemplu erbicidele) care nu afectează vizibil alte comunităţi acvatice.

În schimb, eşantionarea cantitativă a perifitonului este mai dificilă. Utilizarea unor substraturi artificiale poate înlătura această dificultate. Prelevarea cantitativă a diatomeelor bentonice se poate efectua prin răzuirea substratului cu un cuţit sau cu o lamă de pe o suprafaţă cunoscută sau prin utilizarea substraturilor artificiale de colonizare (de exemplu, lame de sticlă cu dimensiunile de 25×75 mm), care se imersează în apă pentru un anumit interval de timp (cel puţin 2 săptămâni).

c) *Macrozoobentosul.* Macronevertebratele bentonice oferă cele mai bune posibilităţi pentru monitoringul şi evaluarea calităţii biologice

de rutină. Se apreciază că din cele aproximativ 100 de metode diferite de evaluare biologică existente la ora actuală, 2/3 se bazează pe macronevertebrate.

Principalele avantaje ale utilizării macrofaunei bentonice în aprecierea biologică a calităţii apelor sunt:

- fiind organisme abundente şi cu o răspândire largă, colectarea şi prelucrarea probelor sunt mai uşoare şi mai rapide;
- având dimensiuni apropiate, este posibilă o eşantionare standardizată;
- aparţinând unor categorii sistematice foarte diferite, prezintă limite diferite de toleranţă la perturbări ale factorilor de mediu şi, prin urmare, pot fi clasificate în funcţie de răspunsul lor faţă de poluare;
- fiind organisme mai mult sau mai puţin sedentare, nu pot evita deteriorarea calităţii apei sau sedimentelor şi, de aceea, sunt utile pentru studiul efectelor locale ale poluanţilor;
- având un ciclu de viaţă mai lung comparativ cu organismele aparţinând altor grupări ecologice (de exemplu, fitoplanctonul sau perifitonul), indică o integrare la condiţiile mediului înconjurător pentru perioade de timp mai lungi (sunt expuse un timp mai mare substanţelor toxice);
- trăind în contact nemijlocit cu sedimentele, joacă un rol important în transferul nutrienţilor şi altor substanţe chimice între sedimente şi coloana de apă;
- sunt o resursă de hrană importantă pentru speciile cu valoare economică mare.

Totuşi, prezenţa unui număr mare de specii este dependentă de anotimp, cum ar fi, de exemplu, formele larvare ale unor insecte. De asemenea, macronevertebratele prezintă o variaţie mare a distribuţiei lor în spaţiu. Ca urmare, prelevarea cantitativă este considerată imposibilă în practica obişnuită. Aplicarea abundenţei relative este utilizată deseori pentru a rezolva această problemă.

d) *Macrofitobentosul.* În ciuda poziţiei lor fixe şi uşurinţei de identificare, macroflora acvatică nu este utilizată în mod frecvent în aprecierea calităţii apelor. Aceasta din cauză că macrofitele acvatice

sunt puţin sensibile la poluări slabe. De asemenea, plantele de apă prezintă o puternică dependenţă de anotimpuri în ceea ce priveşte dezvoltarea. În unele cazuri macrofitele pot lipsi complet (în pâraie sau în cursurile superioare ale râurilor) sau pot fi îndepărtate în urma unor activităţi de amenajare.

e) *Nectonul.* Comunităţile de peşti sunt mai puţin utilizate pentru evaluarea biologică decât macronevertebratele, deoarece peştii sunt organisme mai mobile, multe specii de peşti efectuând chiar migraţii sezoniere în amonte sau în aval pentru reproducere sau pentru hrănire. De aceea, peştii pot avea un comportament de evitare a poluării.

Un alt neajuns este necesitatea de efort mai mare pentru prelevare, în special în râurile adânci şi cu viteză de curgere foarte mare.

Cu toate acestea există metode de apreciere a calităţii apelor în funcţie de compoziţia comunităţii de peşti (ca de exemplu, Indicele de Integritate Biologică). Avantajele utilizării peştilor ca indicatori ecologici sunt:

- prezenţa lor în majoritatea habitatelor, uneori chiar şi în ape foarte poluate;
- formează populaţii stabile, cu fluctuaţii sezoniere reduse;
- având o longevitate mare sunt buni indicatori ai condiţiilor de habitat pe termen lung;
- aparţin mai multor nivele ale reţelei trofice;
- prin poziţia lor în vârful piramidelor trofice integrează răspunsul celorlalte grupări ecologice din ecosistem;
- sunt facil şi rapid de identificat în teren până la nivel de specie;
- au o importanţă economică mare pentru om.

În decursul timpului, au fost elaborate numeroase metode de evaluare biologică a calităţii apelor de suprafaţă. În linii generale, toate aceste metode pot fi grupate în următoarele trei categorii principale:

1. Metode care folosesc diferiţi *indici de diversitate* şi *coeficienţi de similitudine*: deficitul de specii Kothé (1962), indicele *k*, indicele Gleason ($\alpha_G$), indicele $\alpha$ al seriei logaritmice (Fisher *et al.*, 1943), indicele de bogăţie specifică Margalef (1958), indicele Mehninick (1964), indicele de dominanţă Berger-Parker (1970), indicele de

diversitate Simpson (1949), indicele teoriei informației Shannon-Wiener (Shannon și Weaver, 1963), indicele de omogenitate Brillouin, indicele de echitabilitate Pielou (1966), numerele lui Hill, coeficientul de afinitate cenotică Jaccard, coeficientul de similitudine Sorensen (1948) etc.

2. Metode care se bazează pe utilizarea *sistemului saprobiilor*: metoda de determinare a calității apei (Liebmann, 1962), metoda de determinare a curățeniei relative a apei (Knöpp, 1955), metoda de determinare a indicelui saprob (Pantle și Buck, 1955), sistemul lui Šrámek-Hušek (1956), metoda valenței saprobe (Zelinka și Marvan, 1961), sistemul lui Sládeček (1961, 1973) etc.

3. Metode care utilizează diferiți *indici biotici* sau *scoruri biotice*: Indicele Biotic Trent (Woodiwiss, 1964), Indicele Biotic Extins EBI (Woodiwiss, 1980), Indicele Biologic Global Standardizat IBGN (AFNOR, 1992), Indicele Biotic Belgian (IBB, 1994), Indicele de Integritate Biotică IBI (Karr, 1981), sistemul de clasificare și estimare a nevertebratelor de râu RIVPACS (Wright, 1993), Scorul Mediu de Taxon BMWP (Armitage *et al.*, 1983), Indicele Biotic al Nămolului Activ SBI (Madoni, 1994) etc.

Nici una dintre metode nu este standardizată la nivel internațional. De aceea, în cele ce urmează, sunt prezentate câteva din cele mai larg utilizate metode de analiză a calității apei.

**B. Categorii de apă**

În conformitate cu Ordinul Ministrului Mediului și Gospodăririi Apelor nr. 161/2006, pe baza elementelor de calitate biologice, hidromorfologice, chimice și fizico-chimice au fost stabilite următoarele 5 stări ecologice pentru râuri și lacuri naturale: foarte bună (I), bună (II), moderată (III), proastă (IV) și foarte proastă (V). În cazul lacurilor se va ține cont și de gradul de troficitate (ultraoligotrof, oligotrof, mezotrof, eutrof și hipertrof).

Conform SR EN ISO 8689-2/2001 se recomandă ca cele 5 clase de calitate a apei să fie reprezentate cartografic prin culori diferite conform tabelului 7.1. Culoarea neagră poate fi utilizată pentru a marca zonele

sau tronsoanele de apă curgătoare lipsite de organisme (de exemplu, datorită unei poluări cu substanţe toxice)

**Tabelul 7.1.** Clasele de calitate a apelor continentale de suprafaţă şi modul lor de reprezentare prin culori diferite (după SR EN ISO 8689-1/2001).

| Clasa de calitate | Culoarea | Observaţii |
|---|---|---|
| I (Foarte bună) | Albastru | Comunitatea observată corespunde în totalitate sau aproape în totalitate condiţiilor în care nu există factori antropici de stres sau aceştia sunt consideraţi nesemnificativi (comunitate neperturbată/de referinţă). |
| II (Bună) | Verde | Există modificări mici în comunitatea observată comparativ cu comunitatea de referinţă. |
| III (Moderată) | Galben | Compoziţia comunităţii observate diferă moderat faţă de comunitatea de referinţă. Grupele taxonomice principale ale comunităţii de referinţă sunt absente. |
| IV (Proastă) | Portocaliu | Compoziţia comunităţii observate diferă semnificativ faţă de comunitatea de referinţă. Multe grupe taxonomice ale comunităţii de referinţă sunt absente. |
| V (Foarte proastă) | Roşu | Comunitatea observată este puternic afectată comparativ cu comunitatea de referinţă. Sunt prezente numai grupele taxonomice capabile să viеţuiască în condiţii extrem de perturbate. |

Ecosistemele acvatice artificiale sau modificate ireversibil se încadrează în următoarele categorii: cu potenţial ecologic foarte bun (E), cu potenţial ecologic bun (B) şi cu potenţial ecologic moderat (M).

BCU IASI CENTRALA

## 7.1. DETERMINAREA CALITĂȚII APEI PRIN METODA DEFICITULUI DE SPECII A LUI KOTHÉ

### A. Generalități

Metoda deficitului de specii, descrisă de Kothé (1962), este simplă și sugestivă. Ea prezintă avantajul că poate fi aplicată și în porțiunile de râu în care nu s-au găsit specii indicatoare în analiza biologică a apei, cele întâlnite fiind eusaprobe sau a căror valență saprobă este încă necunoscută. Folosirea metodei este însă limitată la cursurile de apă sau sectoare ale acestora care prezentă un grad foarte mare de uniformitate morfologică și hidrologică. Rezultatele aplicării metodei respective pe parcursul unor râuri pe care natura și structura substratului, viteza și adâncimea apei variază în cadrul unor sectoare restrânse sunt susceptibile de erori semnificative.

### B. Principiul metodei

Metoda deficitului de specii se bazează pe cel de-al doilea principiul biocenotic al lui Thienemann, potrivit căruia cu cât condițiile de mediu sunt mai depărtate de normal, cu atât numărul de specii se micșorează, iar cel al indivizilor crește. În această metodă drept criteriu de stabilire a gradului de impurificare a apei se folosește numărul de specii. Sub influența substanțelor toxice rezultate în urma procesului de descompunere a substanțelor organice și a scăderii conținutului de oxigen, numărul speciilor se reduce în mod apreciabil (Observația a). În acest sistem sunt luate în considerare toate speciile de plante și animale acvatice.

### C. Modul de lucru

1. Se întocmește lista speciilor componente ale biocenozei investigate, întâlnite pe un curs de apă în amonte și în aval de evacuarea apelor uzate.

2. Se calculează deficitul de specii $D_x$ după relația:

$$D_x = \frac{A_1 - A_x}{A_1} \cdot 100 \qquad (7.1)$$

unde: $A_1$ = numărul speciilor în staţia din amonte de deversarea apelor uzate (valoarea de referinţă);

$A_x$ = numărul speciilor în staţia din aval de deversarea apelor uzate.

Rezultatele se exprimă în procente. Valoarea deficitului de specii poate varia de la 0%, când $A_x = A_1$, la 100% când ca urmare a influenţei poluării apei au dispărut toate speciile din staţia din aval (depopulare).

**D. Reprezentarea rezultatelor**

În cazul în care deficitul de specii se stabileşte pentru mai multe staţii situate în aval de evacuarea apelor uzate, rezultatele pot fi ilustrate grafic într-un sistem de coordonate în care pe abscisă se notează punctele de control de pe firul apei curgătoare (km), iar pe ordonată valoarea deficitului de specii ($D_x$).

**E. Observaţii**

(a) Unii autori folosesc această metodă, în exclusivitate, pentru a semnala poluarea unei ape cu substanţe toxice, fără utilizarea sistemului saprobiilor. Aplicarea ei poate fi extinsă şi în cazul poluărilor cu substanţe minerale inerte şi cu materii organice nebiodegradabile.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 7.2. DETERMINAREA CALITĂȚII APEI DUPĂ METODA LUI LIEBMANN

### A. Generalități

*Sistemul saprobiilor*, elaborat de Kolkwitz și Marsson (1908, 1909), revizuit de Kolkwitz (1950) și de Liebmann (1962), se bazează pe faptul că anumite organisme acvatice se pot dezvolta în medii mai bogate sau mai sărace în materii organice biodegradabile. Unele specii sunt foarte tolerante, fiind prezente în ape puternic impurificate cu substanțe organice în descompunere. Altele sunt sensibile față de prezența, chiar și în cantități foarte mici, a substanțelor organice, trăind numai în ape curate. Ambele categorii de specii sunt utilizate ca indicatori biologici ai calității apei.

În funcție gradul de încărcare cu materii organice și după caracteristicile fizico-chimice Liebmann deosebește următoarele patru clase de calitate sau zone saprobe:

- *clasa I de calitate*, corespunzătoare *zonei oligosaprobe* (o), este caracterizată de ape curate, foarte slab impurificate cu materii organice biodegradabile, în care mineralizarea substanțelor organice este aproape încheiată; concentrația oxigenului dizolvat este aproape de saturație;

- *clasa a II-a de calitate*, corespunzătoare *subzonei β-mezosaprobe* (β-m), este caracterizată printr-o apă moderat poluată din punct de vedere al conținutului de materii organice biodegradabile, în care procesele de oxidare sunt dominante în raport cu cele de reducere; concentrația oxigenului dizolvat prezintă valori peste 50% din saturație;

- *clasa a III-a de calitate*, corespunzătoare *subzonei α-mezosaprobe* (α-m), este caracterizată de o apă puternic poluată cu substanțe organice, în care predomină procesele de reducere, dar se manifestă și cele de oxidare; oxigenul dizolvat prezintă concentrații sub 50% din saturație;

- *clasa a IV-a de calitate*, corespunzătoare *zonei polisaprobe* (p), este caracterizată printr-o apă foarte puternic poluată sub aspectul încărcării cu materii organice putrescibile, în care au loc intense procese de reducere biochimică, ceea determină lipsa oxigenului

dizolvat sau existenţa lui în cantităţi foarte reduse, sub 10% din saturaţie şi prezenţa amoniacului şi hidrogenului sulfurat.

**B. Principiul metodei**

Potrivit acestei metode aprecierea calităţii unei ape se realizează prin investigaţii combinate, fizico-chimice, bacteriologice şi biologice, acestea din urmă bazându-se pe folosirea sistemului saprobiilor.

**C. Modul de lucru.**

1. Se identifică până la nivel de specie toate organismele găsite într-o secţiune cercetată a unui bazin acvatic.

2. Din tabelul ce conţine lista bioindicatorilor ai calităţii apei (Anexa 16), pentru speciile identificate, se extrag categoriile de saprobitate pe care le caracterizează (*s*).

3. Se însumează, separat pe zone saprobe, numărul speciilor indicatoare prezente şi se evidenţiază astfel cărei zone aparţine majoritatea lor.

4. Concomitent se fac menţiuni, pe baza observaţiilor din teren şi laborator, privind unele procese biologice secundare, cum ar fi "înflorirea apei" (Observaţia a), dezvoltarea masivă a unor microorganisme caracteristice apelor cu conţinut ridicat în substanţe organice uşor degradabile, depopulare, pustiire biologică sau letalităţi repetate ale peştilor dintr-un sector dat (Observaţia b).

**D. Reprezentarea rezultatelor**

Rezultatele analizei saprobiologice a unui bazin acvatic sau a unor sectoare ale acestuia se pot reprezenta prin grafice simple şi sugestive. Potrivit *metodei müncheneze* cele patru clase de calitate principale sunt reprezentate prin patru culori diferite, iar zonele de trecere de la o clasă de calitate la alta sunt reprezentate prin benzi alternative colorate în cele două culori ale claselor corespunzătoare (tabelul 7.2).

De asemenea, pentru alte forme de impurificare pot fi folosite alte culori sau anumite semne convenţionale (fig. 7.1).

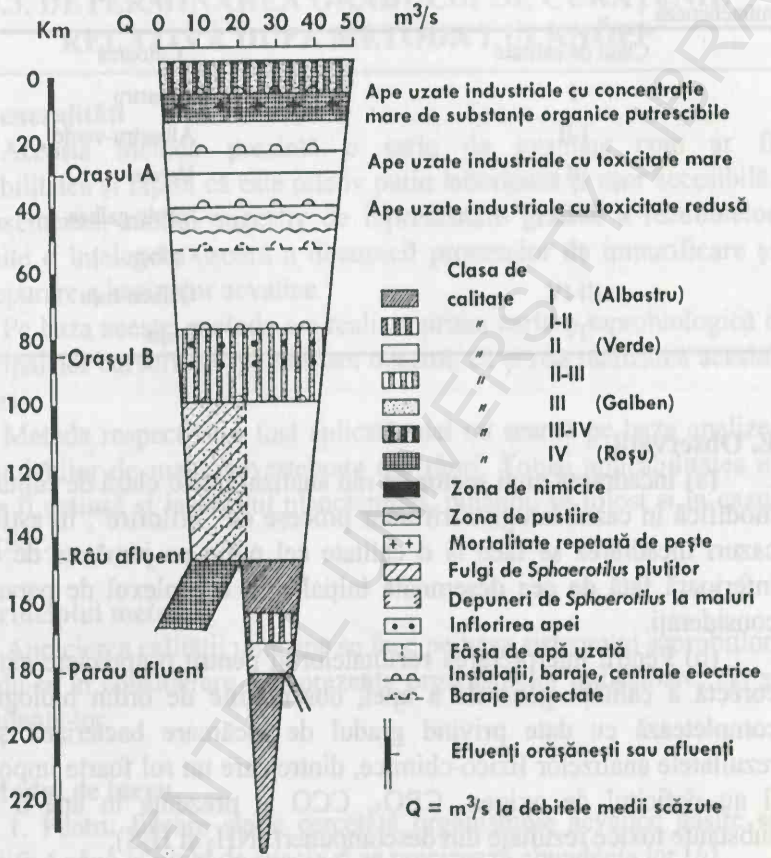



**Figura 7.1.** Metoda „munchenezã" de cartare a calităţii apelor (după Liebmann, 1962, din Mălăcea, 1969).

Metoda munchenezã poate fi aplicată şi în cazul apelor stătătoare. La lacurile adânci, prezentând stratificări ale maselor de apă, se poate face o cartare separată a epilimnionului şi hipolimnionului. Cartarea calităţii apei trebuie să se facă în general în perioadele critice, când debitele sunt mici, temperaturile sunt maxime sau când în zonă există activităţi sezoniere ale omului.

**Tabelul 7.2.** Modul de exprimare a rezultatelor analizei saprobiologice prin metoda müncheneză.

| Clasa de calitate | Culoarea |
|---|---|
| I | Albastru |
| I-II | Albastru-verde |
| II | Verde |
| II-III | Verde-galben |
| III | Galben |
| III-IV | Galben-roşu |
| IV | Roşu |

**E. Observaţii.**

(a) Încadrarea unui sector de râu analizat într-o clasă de calitate se modifică în cazul înregistrării unor procese de "înflorire". În astfel de cazuri încadrarea se face la o calitate cel puţin cu jumătate de clasă inferioară faţă de cea desemnată iniţial prin complexul de parametri consideraţi.

(b) Pentru interpretarea rezultatelor şi pentru o apreciere cât mai corectă a calităţii generale a apei, observaţiile de ordin biologic se completează cu date privind gradul de încărcare bacteriană şi cu rezultatele analizelor fizico-chimice, dintre care un rol foarte important îl au deficitul de oxigen, $CBO_5$, CCO şi prezenţa în apă a unor substanţe toxice rezultate din descompuneri ($NH_3$ şi $H_2S$).

BCU IASI CENTRALA UNIVERSITARA LIBRARY

## 7.3. DETERMINAREA GRADULUI DE CURĂŢENIE RELATIVĂ DUPĂ METODA LUI KNÖPP

**A. Generalităţi**

Această metodă prezintă o serie de avantaje cum ar fi sensibilitatea şi faptul că este relativ puţin laborioasă şi uşor accesibilă. De asemenea, modul sugestiv de reprezentare grafică a rezultatelor permite o înţelegere uşoară a dinamicii proceselor de impurificare şi autoepurare a bazinelor acvatice.

Pe baza acestei metode s-a realizat prima cartare saprobiologică a principalelor cursuri de apă din ţara noastră, ca şi reactualizarea acestei cartări.

Metoda respectivă a fost aplicată mai cu seamă pe baza analizei comunităţilor de macronevertebrate din râuri. Totuşi aplicabilitatea ei poate fi extinsă şi la studiul planctonului, putându-se folosi şi în cazul lacurilor.

**B. Principiul metodei**

Aprecierea calităţii unei ape se face pe baza sistemului saprobiilor, luându-se în considerare atât prezenţa organismelor indicatoare, cât şi abundenţa lor.

**C. Modul de lucru.**

1. Pentru fiecare staţie cercetată organismele acvatice găsite se identifică până la nivel de specie şi se precizează abundenţa lor (*h*).

2. Numărului absolut de exemplare se înlocuieşte printr-un *coeficient de frecvenţă* care are avantajul de a nu diminua ponderea speciilor caracterizate în mod natural de o abundenţă redusă a indivizilor şi de a nu o exagera pe aceea a formelor având tendinţa de dezvoltare în masă sau a celor coloniale. În acest sens se poate utiliza scara coeficienţilor de frecvenţă a lui Knöpp (tabelul 7.3).

3. În urma consultării tabelului cu lista speciilor bioindicatoare (Anexa 16), din lista speciilor identificate se particularizează cele care au valoare indicatoare şi se notează zona saprobă pe care o indică (*s*).

**Tabelul 7.3.** Aprecierea frecvenţei relative a organismelor conform scării Knöpp (după Ionescu *et al.*, 1968).

| Frecvenţa generală | Indicele de frecvenţă relativă |
|---|---|
| Exemplare izolate | 1 |
| Exemplare foarte rare | 2 |
| Exemplare rare | 3 |
| Exemplare destul de frecvente | 4 |
| Exemplare frecvente | 5 |
| Exemplare foarte frecvente | 6 |
| Dezvoltare în masă | 7 |

4. Se însumează apoi valorile coeficienţilor de frecvenţă ale tuturor organismelor indicatoare, separat pentru fiecare treaptă de saprobitate, obţinându-se astfel patru *indici biotici* ($\sum_o$, $\sum_\beta$, $\sum_\alpha$ şi $\sum_p$), care reflectă gradul de populare cu specii indicatoare. În cazul speciilor indicatoare a mai multe zone saprobe, valoarea frecvenţei lor se împarte la numărul de zone în care se găseşte specia respectivă, rezultatul adăugându-se la şirul valorilor de frecvenţă al fiecăreia din zonele saprobe indicate. Indicele biotic cu valoarea cea mai mare sugerează calitatea apei în secţiunea dată.

**D. Calcul**

Calitatea apei, apreciată pe baza indicilor de zonă saprobă conform metodei considerate, poate fi exprimată printr-o formulare cu caracter sintetic: *grad de curăţenie relativă* (*C*) sau *grad de murdărire relativă* (*I*). Acestea se determină după relaţiile:

$$C = \frac{\sum_o + \sum_\beta}{\sum_o + \sum_\beta + \sum_\alpha + \sum_p} \cdot 100 \qquad (7.2)$$

şi, respectiv,

$$I = \frac{\sum_{\alpha} + \sum_{p}}{\sum_{o} + \sum_{\beta} + \sum_{\alpha} + \sum_{p}} \cdot 100 \qquad (7.3)$$

În primul caz valorile tinzând către 100 indică o apă curată, iar cele care tind către zero o apă poluată. În cel de al doilea caz, valorile tinzând către 100 indică o apă poluată, iar valorile tinzând către zero o apă curată.

Szabo (1958) realizează o corespondență între gradele de curățenie relativă sau de murdărire relativă, exprimate în procente și zonă saprobă, respectiv limitele de variație a acestor indici în cadrul diverselor zone saprobe (tabelul 7.4).

**Tabelul 7.4.** Corespondență între gradele de curățenie relativă sau de murdărire relativă și zonă saprobă.

| Zona saprobă | C% | I% |
|---|---|---|
| Oligosaprobă | 100 | 0 |
| Oligo – β-mezosaprobă | 100-95 | 0-5 |
| β-mezosaprobă | 95-65 | 5-35 |
| β-mezo – α-mezosaprobă | 65-35 | 35-65 |
| α-mezosaprobă | 35-20 | 65-80 |
| α-mezo – polisaprobă | 20-5 | 80-95 |
| Polisaprobă | 5-0 | 95-100 |

**E. Reprezentarea rezultatelor**

Rezultatele obținute se pot reprezenta grafic cu ajutorul unui sistem de coordonate în care valorile indicilor biotici pentru zonă oligosaprobă ($\sum_o$) și subzona β-mezosaprobă ($\sum_\beta$) se notează deasupra axei absciselor, iar cele corespunzătoare subzonei α-mezosaprobe ($\sum_\alpha$) și zonei polisaprobe ($\sum_p$) dedesubtul acesteia. Unind punctele care marchează valorile indicilor de același fel, stabilite pentru diferite stații ale unui bazin acvatic, se delimitează suprafețele corespunzătoare

diverselor intensităţi de impurificare a apei, specific colorate sau haşurate, ilustrând în ansamblu evoluţia calităţii acesteia.

În această reprezentare grafică pot fi evidenţiate şi efectele altor tipuri de impurificare. În secţiunile în care acestea au fost observate sunt semnalate prin bare verticale pe care se notează felul efectului (ex. mortalitate de peşti).

De asemenea, reprezentarea grafică a rezultatelor obţinute se poate face trecând pe axa orizontală staţiile cu kilometrajul respectiv, iar pe axa verticală starea de curăţenie sau de murdărire exprimată în procente. Reprezentarea în cadrul acestui sistem a evoluţiei calităţii apei râului considerat se face separat pe sezoane şi/sau media anuală.

## 7.4. DETERMINAREA INDICELUI SAPROB DUPĂ METODA LUI PANTLE ŞI BUCK

### A. Generalităţi

Această metodă de evaluare a calităţii apei este utilizată în mod curent în ţările din bazinul dunărean (de exemplu, Bulgaria, Germania, Austria, Slovacia, Croaţia etc.). Este, de asemenea, principala metodă de lucru folosită şi în România pentru evaluarea gradului de poluare organică a apei în cadrul unităţilor teritoriale de gospodărire a apelor (Institutul Naţional de Cercetare-Dezvoltare pentru Protecţia Mediului-I.C.I.M. Bucureşti şi laboratoarele regionale ale A.N. Apele Române).

Deşi această metodă se aplică în general pentru apele curgătoare, ea a fost extinsă cu bune rezultate şi pentru lacurile de baraj.

### B. Principiul metodei

Această metodă are la bază aceeaşi clasificare a gradelor de impurificare a apelor după sistemul saprobiilor.

**C. Modul de lucru**

1. Se identifică toate speciile din probă și se particularizează speciile indicatoare ale saprobității conform Anexei 16.

2. Indicatorilor biologici li se atribuie câte o *valența saprobă* ($s$) și anume:

$s$ = 0,0 pentru cei din zona xenosaprobă;
$s$ = 1,0 pentru cei din zona oligosaprobă;
$s$ = 2,0 pentru cei din zona β-mezosaprobă;
$s$ = 3,0 pentru cei din zona α-mezosaprobă;
$s$ = 4,0 pentru cei din zona polisaprobă.

3. Se realizează o scară a frecvenței relative a speciilor indicatoare ($h$) în felul următor:

$h$ = 1 dacă specia are o prezență întâmplătoare;
$h$ = 2 dacă specia are o prezență frecventă;
$h$ = 3 dacă specia prezintă o dezvoltare în masă.

4. Se calculează *indicele saprob* ($S$) al stației respective conform relației (Observația a):

$$S = \frac{\sum (h \cdot s)}{\sum h} \qquad (7.4)$$

Clasificarea gradelor de saprobitate a apei se face după următoarea scală: $S$ = 1,0-1,5 – impurificare foarte slabă (zona oligosaprobă);
$S$ = 1,6-2,5 – impurificare medie (zona β-mezosaprobă);
$S$ = 2,6-3,5 – impurificare puternică (zona α-mezosaprobă);
$S$ = 3,6-4 – impurificare foarte puternică (zona polisaprobă);

**D. Reprezentarea rezultatelor**

Rezultatele pot fi prezentate prin diagrame, trecând pe abscisă punctele cercetate cu indicația distanțelor dintre ele, iar pe ordonată valorile indicilor saprobi.

De asemenea, se poate realiza o cartare a bazinelor acvatice ca și în metoda münchenеză, zonele cu grade diferite de impurificare fiind reprezentate prin cele șapte culori ale spectrului solar: indigo – clasa I,

albastru – zona de trecere I-II, verde – clasa II, galben – zona de trecere II-III, oranj – clasa III, roşu – zona de trecere III-IV şi violet – clasa IV.

**E. Observaţii**

(a) Conform OM nr. 161/2006 o valoare a indicelui saprob $S = 1,8$ corespunde clasei I de calitate, $S = 2,3$ clasei II de calitate, $S = 2,7$ clasei III, $S = 3,2$ clasei IV şi $S > 3,2$ clasei V (vezi Anexa 3).

## 7.5. DETERMINAREA VALENŢEI SAPROBE DUPĂ METODA LUI ZELINKA ŞI MARVAN

**A. Generalităţi**

Sládeček (1964), lărgeşte sistemul saprobiilor, recunoscând 5 trepte sau zone de limnosaprobitate: xenosaprobă (x), oligosaprobă (o), β-mezosaprobă (β), α-mezosaprobă (α) şi polisaprobă (p).

Această metodă de evaluare a nivelului de poluare organică se poate aplica atât apelor curgătoare, cât şi apelor stătătoare şi este utilizată în Slovacia şi Croaţia.

**B. Principiul metodei**

Metoda se bazează pe sistemul lui Sládeček (1964) şi ţine cont de faptul că speciile incluse în sistemul saprobiilor pot fi prezente în una sau mai multe zone saprobe, potrivit valenţelor lor ecologice.

Fiecărei specii îi este acordată câte o cifră reprezentând *valenţa specifică* ($s$) pentru fiecare treaptă saprobă, respectiv repartiţia valenţei saprobe generale pe trepte de saprobitate, astfel încât valoarea însumată pe întregul domeniu de saprobitate să fie întotdeauna egală cu 10 ($\sum s = 10$).

Pe de altă parte, gradul de stenoecie a fiecărei specii este indicat printr-o *valoare indicatoare* ($g$) şi care variază între 1 şi 5. Cu cât o specie este mai puţin sensibilă, deci proprie mai multor zone saprobe, cu atât valoarea ei indicatoare va fi mai mică şi invers.

Prin urmare, pentru aprecierea calității unei ape prin această metodă se iau în considerație speciile indicatoare găsite, valența specifică pentru fiecare treaptă saprobă, valoarea indicatoare și abundența lor.

Repartiția valorilor valenței specifice și valoarea indicatoare a diferiților bioindicatori sunt prezentate în Anexa 16.

**C. Modul de lucru**

1. Se identifică până la nivel de specie toate organismele dintr-o stație analizată a unui bazin acvatic și se notează abundența lor în biocenoza investigată ($h$).

2. Din tabelul cu lista speciilor indicatoare (Anexa 16) se extrag valorile indicatoare ale speciilor ($g$) și repartiția valorilor valenței specifice ($s$).

3. Se calculează valoarea *indicelui saprob* pentru fiecare treaptă saprobă ($I_x$, $I_o$, $I_\beta$, $I_a$, $I_p$) după relația (Observația a):

$$I = \frac{\sum_{i=1}^{n} s \cdot g \cdot h}{10} \qquad (7.5)$$

unde: $s$ = valoarea valenței specifice pentru treapta saprobă respectivă;
$g$ = valoarea indicatoare;
$h$ = abundența speciei (nr. ex./m$^2$, nr. cel./l sau coeficient frecvență);
$n$ = numărul speciilor cu valență saprobă cunoscută.

Valorile stabilite se împart la 10 pentru obținerea unor rezultate mai comparabile.

Indicele de zonă saprobă cu valoarea cea mai mare desemnează zona în care se încadrează apa din secțiunea analizată.

Din datele stabilite prin intermediul procedeului de mai sus să se poate evalua un indice cu caracter mai sintetic. În acest scop se poate aplica relația dată de Rotschein (1962) conform căreia:

$$S = \frac{s_1 I_x + s_2 I_o + s_3 I_\beta + s_4 I_\alpha + s_5 I_p}{I_x + I_o + I_\beta + I_\alpha + I_p} \quad (7.6)$$

unde: $S$ = indicele saprob;

$s_1$, $s_2$, $s_3$, $s_4$, $s_5$ = coeficient de zonă saprobă având valorile ($s_1$ = 90; $s_2$ = 70; $s_3$ = 50; $s_4$ = 30; $s_5$ = 10);

$I_x$, $I_o$, $I_\beta$, $I_\alpha$, $I_p$ = indicii saprobi pentru fiecare treaptă de saprobitate.

Corelarea dintre valoarea indicelui de saprobitate ($S$) cu zona saprobă se poate face conform tabelului 7.5.

**Tabelul 7.5.** Corelarea dintre valoarea indicelui de saprobitate ($S$) cu zona saprobă.

| Valoarea indicelui saprobiologic ($S$) | Zona saprobă |
|---|---|
| 10-20 | polisaprobă (p) |
| 20-40 | α-mezosaprobă (α) |
| 40-60 | β-mezosaprobă (β) |
| 60-80 | oligosaprobă (o) |
| 80-90 | xenosaprobă (x) |

**D. Reprezentarea rezultatelor**

Variaţia indicelui saprobiologic pe parcursul unui râu se reprezintă cu ajutorul unui sistem de coordonate în care pe abscisă se notează staţiile (în km), iar pe ordonată valoarea indicelui saprobiologic ($S$).

**E. Observaţii**

(a) Se apreciază că pentru calcularea indicelui saprobiologic $S$ este mai corespunzător a se lua în consideraţie cea mai mare valoare $I_x$, $I_o$ etc. şi cele imediat următoare, eliminându-se cele extreme. De asemenea, se recomandă ca în cazul în care valoarea maximă o înregistrează $I_x$ sau $I_p$ indicele saprobiologic să se calculeze numai pe baza valorilor $I_x$ şi $I_o$, respectiv $I_p$ sau $I_\alpha$.

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

## 7.6. EVALUAREA CALITĂȚII APEI CONFORM INDICELUI BIOLOGIC GLOBAL STANDARDIZAT (IBGN)

### A. Generalități

Indicele Biologic Global Standardizat (IBGN) a fost omologat în Franța în 1992 și este utilizat pentru monitoringul și evaluarea curentă a calității generale a apelor curgătoare pe baza analizei macrozoobentosului, care este considerat a fi expresia sintetică a acestei calități generale (AFNOR, 1992).

Aplicată singular pentru un punct al unui curs de apă metoda permite încadrarea calității biologice globale într-o gamă tipologică generală. Aplicată comparativ, de exemplu în amonte și în aval de o sursă de deversare, metoda permite evaluarea efectelor unei perturbări asupra receptorului. În comparație cu alți indici, IBGN-ul se prezintă ca o metodă foarte sensibilă, permițând decelarea chiar a unor alterări ușoare ale condițiilor de mediu.

Această metodă nu se aplică în cazul zonelor de la izvoare, a cursurilor inferioare ale fluviilor sau a canalelor.

### B. Principiul metodei

Prelevarea de probe de macrozoobentos (∅ > 500 μm) pe stații conform unui protocol de eșantionare, ținând cont de diferitele tipuri de habitate definite prin natura substratului și prin viteza curentului. Trierea și identificarea taxonilor prelevați în scopul determinării varietății taxonomice a probei și a grupului faunistic indicator. Determinarea IBGN-ului pe stații, exprimat printr-o notă cuprinsă între 1 și 20.

### C. Materiale necesare

1. Ciorpac limnologic (fig. 6.3) sau prelevator de tip Surber (fig. 6.5) cu plasa cu ochiurile de 500 μm.

2. Borcane sau pungi numerotate pentru transportul probelor la laborator.

3. Tăviţe albe din plastic sau cutii Petri pentru sortarea şi identificarea organismelor.

4. Pensete fine pentru manipularea organismelor.

5. Chei de determinare pentru macronevertebrate bentonice.

6. Lupă binoculară.

**D. Prelevarea şi conservarea probelor**

Pentru fiecare staţie probele se recoltează dintr-un tronson al unui curs de apă care, în momentul prelevării, să aibă lungimea de 10 ori mai mare decât lăţimea albiei cursului de apă studiat. Prelevările trebuie să se efectueze în perioadele cu debit stabilizat de cel puţin 10 zile.

Pentru fiecare staţie se iau 8 probe de 1/20 $m^2$ fiecare (în cazul sedimentelor moi volumul prelevat variind între 0,5 şi 1 l) din habitate cât mai variate, corespunzătoare celor înscrise în tabelul 7.6, fiecare habitat fiind caracterizat de un cuplu substrat-viteză (S-v).

Categoriile de substrat (S) vor fi cercetate în ordinea în care acestea sunt prezentate în tabelul 7.6 (de la 9 la 0). Această ordine permite prospectarea prioritară a habitatelor mai propice pentru instalarea organismelor bentice. Vitezele superficiale vor fi estimate pentru fiecare habitat.

Prelevarea probelor în faciesul lotic se va realiza cu ajutorul prelevatorului de tip Surber, iar în faciesul lentic cu ajutorul ciorpacului limnologic. În acest din urmă caz ciorpacul se va trage pe fundul apei pe o distanţă de 50 cm sau prin mişcări de du-te-vino pe o suprafaţă echivalentă.

Probele colectate se introduc în borcane sau în pungi numerotate şi se fixează imediat cu o soluţie de formol 10% (v/v).

**E. Modul de lucru**

1. Macronevertebratele bentonice din probă se triază manual şi se determină până la nivel de familie (cu excepţia unor grupuri taxonomice dificile, a căror determinare se va face până la încrengătură sau clasă) cu ajutorul cheilor de determinare. Căsuţele şi cochiliile goale nu se vor lua în calcul.

**Tabelul 7.6.** Grilă de determinare a habitatelor pentru determinarea IBGN-ului.

| Viteza superficială v (cm/s) / Substrat | v / S | v ≥ 150 | 150 > v ≥ 75 | 75 > v ≥ 25 | 25 > v ≥ 5 | v < 5 |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Briofite | 9 | | | | | |
| Spermatofite submerse | 8 | | | | | |
| Detritus organic grosier (litieră, rămurişi, rădăcini) | 7 | | | | | |
| Substrat alcătuit din pietriş sau prundiş 250 mm > Ø ≥ 25 mm | 6 | | | | | |
| Sedimente minerale grosiere 25 mm > Ø ≥ 2,5 mm | 5 | | | | | |
| Spermatofite emerse | 4 | | | | | |
| Sedimente fine ± organice mâl Ø ≤ 0,1 mm | 3 | | | | | |
| Substrat nisipos sau mâlos Ø < 2,5 mm | 2 | | | | | |
| Suprafețe naturale sau artificiale (stânci, lespezi, soluri, pereți) blocuri > Ø 250 mm | 1 | | | | | |
| Alge, marne şi argile | 0 | | | | | |

BCU "LUCIAN BLAGA" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Tabelul 7.7.** Lista taxonilor utilizaţi (cei 38 de taxoni indicatori sunt trecuţi cu caractere îngroşate)

| | | | |
|---|---|---|---|
| INSECTA | HETEROPTERA | Scatophacidae | MOLLUSCA |
| | **Aphelocheiridae** | Sciomyzidae | |
| PLECOPTERA | Corixidae | Simuliidae | BIVALVIA |
| **Capniidae** | Gerridae | Stratiomyidae | Corbiculidae |
| **Chloroperlidae** | Hebridae | Syrphidae | Dreissenidae |
| **Leuctridae** | Hydrometridae | Tabanida | Sphaeriidae |
| **Nemouridae** | Naucoridae | Thaumaleidae | Unionidae |
| **Perlidae** | Nepidae | Tipulidae | |
| **Perlodidae** | Notonectidae | | |
| **Taeniopterygidae** | Mesoveliidae | ODONATA | GASTROPODA |
| | Pleidae | Aeschnidae | Ancylidae |
| TRICHOPTERA | Veliidae | Calopterygidae | Bithynidae |
| **Beraeidae** | | Coenagrionidae | Bythinellidae |
| **Brachycentridae** | COLEOPTERA | Cordulegasteridae | Hydrobiidae |
| Ecnomidae | Curculionidae | Corduliidae | Limnaeidae |
| **Glossosomatidae** | Donaciidae | Gomphidae | Neritidae |
| **Goeridae** | Dryopidae | Lestidae | Physidae |
| Helicopsychidae | Dytiscidae | Libellulidae | Planorbidae |
| **Hydropsychidae** | Eubriidae | Platycnemididae | Valvatidae |
| **Hydroptilidae** | **Elmidae** | | Viviparidae |
| **Lepidostomatidae** | Gyrinidae | MEGALOPTERA | |
| **Leptoceridae** | Haliplidae | Sialidae | VERMES |
| **Limnephilidae** | Helodidae | | |
| Molannidae | Helophoridae | PLANNIPENIA | **HIRUDINEA** |
| **Odontocentridae** | Hydraenidae | Osmylidae | Erpobdellidae |
| **Phylopotamidae** | Hydrochidae | Sysyridae | Glossiphoniidae |
| Phryganeidae | Hydrophilidae | | Hirudidae |
| **Polycentropodidae** | Hydroscaphidae | HYMENOPTERA | Piscicolidae |
| **Psychomyidae** | Hygrobiidae | | TURBELLARIA |
| **Rhyacophilidae** | Limnebiidae | LEPIDOPTERA | Dendrocoelidae |
| **Sericostomatidae** | Spercheidae | Pyralidae | Dugesiidae |
| Tremmatidae | | | Planariidae |
| | DIPTERA | CRUSTACEA | |
| EPHEMEROPTERA | Anthomyidae | | OLIGOCHAETA |
| **Baetidae** | Athericidae | BRANCHIOPODA | |
| **Caenidae** | Blephariceridae | | NEMATHELMINTHES |
| **Ephemerellidae** | Ceratopogonidae | AMPHIPODA | |
| **Ephemeridae** | Chaoboridae | **Gammaridae** | HYDRACARINA |
| **Heptageniidae** | **Chironomidae** | | |
| **Leptophlebiidae** | Culicidae | ISOPODA | HYDROZOA |
| Oligoneuriidae | Dixidae | **Asellidae** | |
| **Polymitarcidae** | Dolichopodidae | | PORIFERA |
| **Potamanthidae** | Empididae | DECAPODA | |
| Prosopistomatidae | Ephydridae | Astacidae | BRYOZOA |
| Siphlonuridae | Limoniidae | Atyidae | |
| | Psychodidae | Grapsidae | **NEMERTINI** |
| | Ptychopteridae | Cambaridae | |
| | Rhagionidae | | |

BCU CLUJ-NAPOCA BIOLOGICAL UNIVERSITY LIBRARY

**Tabelul 7.8.** Valorile IBGN în conformitate cu natura și varietatea taxonomică a macrofaunei.

| Clase de varietate | | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 | 4 | 3 | 2 | 1 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Grup taxonomic | Σt | > | 49 | 44 | 40 | 36 | 32 | 28 | 24 | 20 | 16 | 12 | 9 | 6 | 3 |
| | GI | 50 | 45 | 41 | 37 | 33 | 29 | 25 | 21 | 17 | 13 | 10 | 7 | 4 | 1 |
| Chloroperlidae<br>Perlidae<br>Perlodidae<br>Taeniopterygidae | 9 | 20 | 20 | 20 | 19 | 18 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 |
| Capniidae<br>Brachycentridae<br>Odontoceridae<br>Philopotamidae | 8 | 20 | 20 | 19 | 18 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 |
| Leuctridae<br>Glossosomatidae<br>Beraeidae<br>Goeridae<br>Leptophlebiidae | 7 | 20 | 19 | 18 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 |
| Nemouridae<br>Lepidostomatidae<br>Sericostomatidae<br>Ephemeridae | 6 | 19 | 18 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 |
| Hydroptilidae<br>Heptageniidae<br>Polymitarcidae<br>Potamanthidae | 5 | 18 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 |
| Leptoceridae<br>Polycentropodidae<br>Psychomyidae<br>Rhyacophilidae | 4 | 17 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 | 4 |
| Limnephilidae *<br>Hydropsychidae<br>Ephemerellidae *<br>Aphelocheiridae | 3 | 16 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 | 4 | 3 |
| Baetidae *<br>Caenidae*<br>Elmidae *<br>Gammaridae *<br>Moluște | 2 | 15 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 | 4 | 3 | 2 |
| Chironomidae *<br>Asellidae *<br>Hirudinee<br>Oligochete * | 1 | 14 | 13 | 12 | 11 | 10 | 9 | 8 | 7 | 6 | 5 | 4 | 3 | 2 | 1 |

Taxonii notați cu asterisc trebuie să fie reprezentați de cel puțin 10 indivizi, ceilalți prin cel puțin 3 indivizi.

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

2. Se întocmeşte o listă a familiilor identificate, precizând totodată şi numărul de indivizi din fiecare familie.

3. Se calculează diversitatea taxonomică a probei ($\sum t$), care reprezintă numărul total de taxoni colectaţi şi regăsiţi în tabelul 7.7, chiar dacă aceştia sunt reprezentaţi de câte un singur individ. Acest număr se confruntă cu clasele de varietate înscrise în tabelul 7.8.

4. Se determină grupul faunistic indicator (*GI*) prin urmărirea de sus în jos a ordonatei tabelului 7.8 şi prin oprirea în dreptul primului taxon care este reprezentat în probă de cel puţin 3 indivizi (sau de cel puţin 10 indivizi pentru taxonii însemnaţi în tabel cu asterisc).

5. Se citeşte valoarea IBGN-ului indicată de intersectarea abscisei ($\sum t$) şi ordonatei (*GI*) sau se calculează după următoarea relaţie:

$$IBGN = GI + (\text{clasă de varietate} - 1) \text{ pentru } IBGN \leq 20 \qquad (7.7)$$

În lipsa semnificativă a unor taxoni indicatori (sub 3 sau sub 10 indivizi) nota va fi zero (Observaţia a).

**Tabelul 7.9.** Modul de exprimare a IBGN-ului cu ajutorul culorilor.

| Valoare IBGN | Clasă de calitate | Culoare |
|---|---|---|
| ≥17 | Foarte bună | Albastru |
| 13-16 | Bună | Verde |
| 9-12 | Moderată | Galben |
| 5-8 | Proastă | Portocaliu |
| 1-4 | Foarte proastă | Roşu |
| 0 | Absenţa macronevertebratelor | Negru |

**F. Reprezentarea rezultatelor** (Observaţia b)

Rezultatele pot fi reprezentate grafic cu ajutorul unui sistem de coordonate în care pe abscisă sunt trecute staţiile cercetate cu indicaţia distanţelor în km, iar pe ordonată valorile IBGN-ului. De asemenea, rezultatele pot fi reprezentate cartografic prin atribuirea unei culori

diferite fiecărui tronson al unui curs de apă în funcție de valoarea IBGN-ului conform tabelului 7.9.

**G. Observații**

(a) Punerea în evidență a unor perturbări este înlesnită în cazuri extreme (debite minime, temperaturi ridicate, deversări sau activități umane sezoniere).

(b) Pentru interpretarea rezultatelor se pot lua în calcul și rezultatele analizelor fizico-chimice și altor date privind mediul.

## 7.7. APRECIEREA STĂRII IHTIOCENOZELOR PRIN DETERMINAREA INDICELUI DE INTEGRITATE BIOLOGICĂ (IBI)

**A. Generalități**

Indicele de Integritate Biologică (IBI) a fost introdus de Karr (1981) și Miller (1985) pentru studiul populațiilor piscicole din fluviile nord-americane și a căpătat o largă utilizare începând cu anii 90 în S.U.A., Franța, Anglia etc. Este o metodă ecologică (biologică) de apreciere a impactului antropic asupra structurii și funcționării ecosistemelor acvatice. Indicele de Integritate Biologică utilizează peștii ca indicatori ai stării și calității ecosistemelor acvatice.

**B. Principiul metodei**

Colectarea speciilor de pești pe stații conform unui protocol de eșantionare. Sortarea, identificarea, numărarea și cântărirea peștilor prelevați în fiecare punct de colectare. Aprecierea gradului de bonitate a ihtiocenozelor în punctele de colectare, urmărind 15 parametri grupați în trei categorii de parametri (numărul de specii și compoziția specifică; compoziția trofică a ihtiocenozei; abundența, biomasa și starea de sănătate a ihtiocenozei).

**C. Materiale necesare**

1. Ustensile de colectare a peştilor (vezi Metoda 5.1, Secţiunea E).
2. Chei de determinare pentru peşti.
3. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,01 g.

**D. Prelevarea şi conservarea probelor**

Pentru fiecare staţie probele se recoltează din anumite tronsoane ale cursurilor de apă sau din anumite puncte ale apelor stătătoare.

În apele curgătoare colectarea peştilor se realizează prin electronarcoză, iar în apele stagnante cu volum şi suprafaţă mare cu ajutorul sculelor filtratoare active (năvoade), scule filtratoare pasive (setci) sau capcane (taliene, vârşe).

Peştii colectaţi se introduc în recipiente sau în pungi numerotate şi se fixează imediat cu o soluţie de formol 10% (v/v).

**E. Modul de lucru**

1. Peştii colectaţi în fiecare staţie se triază manual şi se determină până la nivel de specie.

2. Se întocmeşte o listă a speciilor identificate, evidenţiind speciile indicatoare şi precizând numărul de indivizi din fiecare specie. Totodată se consemnează proporţia indivizilor bolnavi, cu malformaţii sau răniţi, precum şi prezenţa hibrizilor interspecifici.

3. Se precizează pe baza literaturii de specialitate spectrul trofic al populaţiilor piscicole componente.

4. Indivizii colectaţi se numără pentru a stabili densitatea populaţiei piscicole la 100 $m^2$ sau, după caz, la 100 m liniari.

5. Peştii se cântăresc pentru a stabili biomasa totală a populaţiei piscicole la 100 $m^2$ sau, după caz, la 100 m liniari.

6. În funcţie de situaţia găsită în teren pentru fiecare punct de colectare a peştilor se cuantifică fiecare din cei 15 parametri înscrişi în tabelul 7.10 prin acordarea unei note variind între 5 şi 1.

**Tabel 7.10.** Criterii pentru determinarea Indicelui de Integritate Biologică propuse pentru bonitarea populaţiilor naturale de peşti din râuri, lacuri naturale şi bazine de retenţie (după Karr *et al.*, 1986 şi Miller, 1985 din Pricope *et al.*, 2007).

| Categoria de parametri | Parametrul | Nota | | |
|---|---|---|---|---|
| | | 5 | 3 | 1 |
| Compoziţia taxonomică şi bogăţia în specii | 1. Numărul total de specii din cele existente iniţial | >90% | 50-90% | <50% |
| | 2. Numărul total de specii de ciprinide | >45% | 20-45% | <20% |
| | 3. Numărul total de specii de salmonide | >5% | 1-5% | <1% |
| | 4. Numărul total al celorlalte specii | >20% | 5-20% | <5% |
| | 5. Numărul total de specii autohtone (native) | >68% | 35-67% | <34% |
| | 6. Număr specii introduse (aclimatizate) | <1% | 1-10% | >10% |
| | 7. Număr total al speciilor dispărute | 0 | 2 | >2 |
| Compoziţia trofică a populaţiilor de peşti | 8. Proporţia speciilor zoobentofage | >45% | 20-45% | <20% |
| | 9. Proporţia speciilor carnivore | >5% | 1-5% | <1% |
| | 10. Proporţia speciilor carnivore şi zooplanctonofage | <20% | 20-45% | >45% |
| | 11. Proporţia speciilor ierbivore şi detritofage | <25% | 25-50% | >50% |
| Stocul şi starea generală a populaţiilor de peşti | 12. Abundenţa numerică în nr. ex./100 $m^2$ (nr. ex./100 metri liniari/colectare) | >100 (>20) | 2-10 (5-20) | <2 (<5) |
| | 13. Biomasa totală în g/100 $m^2$ (g/100 metri liniari / colectare) | >1500 (>5000) | 500-1500 (500-5000) | <500 (<500) |
| | 14. Proporţia indivizilor hibrizi | 0% | 0-1% | >1% |
| | 15. Proporţia indivizilor cu anomalii, tumori şi boli | 0% | 0-1% | >1% |

BCU CENTRALA UNIVERSITY LIBRARY

**Tabel 7.11.** Nivele de încadrare a gradului de bonitare a ecosistemelor piscicole (după Pricope *et al.*, 2007).

| Punctaj | | Clasa de integritate | Calificativ |
|---|---|---|---|
| Râuri mici | Râuri medii şi mari şi lacuri de acumulare | | |
| 37-40 | 70-75 | I | Excelent |
| 34-36 | 66-69 | II | Excelent – bine |
| 30-33 | 59-65 | III | Bine |
| 28-29 | 55-58 | IV | Moderat – bine |
| 23-27 | 47-54 | V | Moderat |
| 21-22 | 43-46 | VI | Slab – moderat |
| 16-20 | 35-42 | VII | Slab |
| 12-15 | 20-34 | VIII | Slab – foarte slab |
| <12 | <20 | IX | Foarte slab |

7. Punctele obţinute pentru fiecare parametru se însumează şi pe baza punctajului total obţinut starea ihtiocenozei se încadrează, în funcţie de mărimea bazinelor acvatice investigate (râuri mici, râuri medii şi mari sau lacuri mari), în una din cele 9 clase de integritate, conform tabelului 7.11 (Observaţia a).

**F. Reprezentarea rezultatelor**

Clasele de integritate biotică în care se încadrează ihtiocenozele au următoarea semnificaţie:

I – genofond piscicol nativ nemodificat (neafectat de impactul antropic);

II – genofond piscicol nativ modificat nesemnificativ (capacitate de refacere foarte mare);

III – genofond nativ afectat prin reducerea arealului de răspândire şi reducerea numerică a populaţiilor piscicole, fără a afecta capacitatea de refacere a acestora;

IV – genofond nativ afectat prin reducerea populaţiilor speciilor până la limita capacităţii de refacere a acestora;

V – genofond redus la nivele sub capacitatea de refacere; indivizi foarte rari; apar specii noi, introduse sau euribionte din alte zone;

VI – dispariția totală din bazin a unui număr de specii native prin poluare chimică sau fecaloid-menajeră a apei;

VII – peste 50% din populația activă afectată;

VIII – supraviețuirea a doar 3-4 specii euribionte foarte rezistente din populația nativă;

IX – dispariția completă a ihtiocenozei din bazinul acvatic investigat din cauza unei poluării chimice foarte puternice sau cu caracter cronic (ecosistem total degradat).

Rezultatele pot fi reprezentate grafic cu ajutorul unui sistem de coordonate în care pe abscisă sunt trecute stațiile cercetate cu indicația distanțelor în km, iar pe ordonată punctajul total. De asemenea, rezultatele pot fi reprezentate cartografic prin atribuirea unei culori diferite fiecărui tronson al unui curs de apă în funcție de clasa de bonitare.

**G. Observații**

(a) La determinarea Indicelui de Integritate Biologică se va ține cont și de alți factori ce condiționează numărul, compoziția specifică și abundența comunităților de pești din ecosistemele acvatice, cum ar fi variabilele fizico-chimice ale mediului (temperatura apei, oxigen dizolvat, *p*H, conductivitate, nutrienți, substanțe toxice), regimul hidrologic (suprafață, adâncime, debit, viteza de curgere), natura și cantitatea resurselor energetice (intensitatea radiațiilor solare, producția primară, aportul exogen de materie organică), structura habitatului (natura fundului bazinului, vegetația) și interacțiunile biologice dintre organismele prezente în ecosistem (hrănire, reproducere, parazitism, mortalitate) etc.

BCU IASI

## 7.8. EVALUAREA EFICIENŢEI EPURĂRII BIOLOGICE DE CĂTRE NĂMOLUL ACTIV CU AJUTORUL INDICELUI BIOTIC AL NĂMOLULUI (SBI)

### A. Generalităţi

Indicele Biotic al Nămolului (SBI) se bazează pe studiul microfaunei asociate nămolului activ şi a fost propus pentru urmărirea eficienţei staţiilor de epurare a apelor uzate (Madoni, 1994). Deoarece protozoarele utilizate pentru calculul indicelui biotic sunt forme cosmopolite, metoda poate fi aplicată în diferite regiuni geografice ale globului. Un alt avantaj al acestei metode constă în faptul că oferă valori numerice care permit operatorului o monitorizare zilnică a condiţiilor prevalente în cadrul staţiile de operare.

### B. Principiul metodei

Metoda se bazează atât pe sensibilitatea diferită a unor grupe taxonomice cheie faţă de principalii parametri fizico-chimici şi operaţionali din instalaţia de epurare, cât şi pe abundenţa şi diversitatea microfaunei asociate nămolului activ. În general, bogăţia în specii tinde să scadă odată cu creşterea încărcării în materii organice, în timp ce densitatea microfaunei creşte (Madoni, 1994). Definirea calităţii biologice a nămolului activ se face prin atribuirea unei valori numerice convenţionale (indice biotic) cuprinse între 1 şi 10. Valorile Indicelui Biotic al Nămolului sunt grupate apoi în 4 clase de calitate a nămolului.

### C. Materiale necesare

1. Borcane de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg şi cu un volum de 1000 ml, pentru transportul probelor la laborator.

2. Cameră de numărare Fuchs-Rosenthal (fig. 7.2). Această cameră este o lamă de sticlă groasă care prezintă un câmp reticulat de formă pătrată cu o suprafaţă totală de 4×4 mm (= 16 $mm^2$), compus dintr-o reţea de 16 pătrate cu latura de 1 mm fiecare, delimitate prin linii duble. Fiecare pătrat cu suprafaţa de 1 $mm^2$ este subdivizat, la

rândul lui, prin linii simple în câte 16 pătrățele mici, cu latura de 250 µm. Adâncimea camerei de numărare este de 0,2 mm, prin urmare volumul total al camerei de numărare este de 3,2 $mm^3$ (= 3,2 µl).

3. Lamele cu dimensiunile de 18×18 mm, 24×24 mm și 24×32 mm.

4. Pipetă Pasteur obișnuită.

5. Micropipetă automată cu volum variabil cuprins între 0 și 50 µl.

6. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

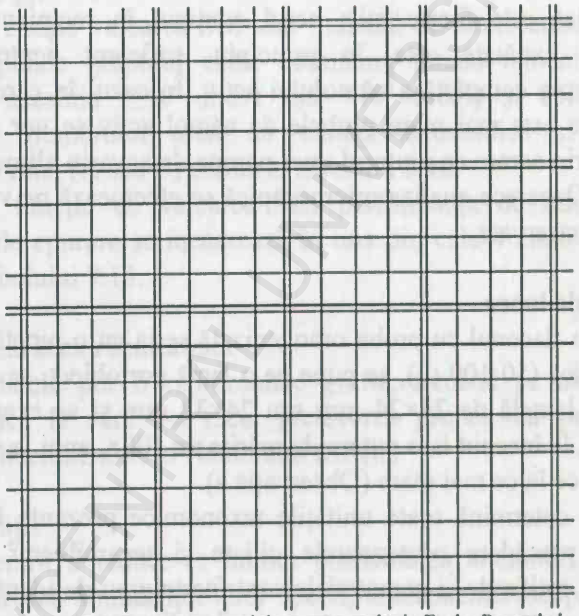


**Figura 7.2.** Rețeaua camerei de numărare de tip Fuchs-Rosenthal.

**D. Prelevarea și conservarea probelor**

Probele de nămol activ, cu un volum de 250-500 ml, se recoltează din bazinele de aerare cu ajutorul unei găleți de plastic legate cu o sfoară. Probele recoltate se transferă apoi în recipiente de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înșurubat, cu gâtul larg, de 1000 ml capacitate. Imediat pe acestea se inscripționează cu un marker rezistent

la apă codul de identificare a probei. Pentru a evita decantarea nămolului, care ar putea influenţa în mod negativ reprezentativitatea probei, din când în când proba de nămol se va omogeniza bine. Din cauza activităţii biologice foarte intense din nămolul activ, oxigenul dizolvat în amestecul de nămol aerat este complet utilizat în urma proceselor metabolice ale microorganismelor într-un timp relativ scurt (20-30 minute). După această perioadă pot interveni modificări profunde în ceea ce priveşte structura şi fiziologia biocenozei nămolului activ. Dacă intervalul de timp scurs între prelevare şi analiza microscopică este foarte mic, aerul conţinut în recipientul umplut numai pe jumătate este, în principiu, suficient pentru a evita dezoxigenarea completă a nămolului activ. În cazul în care durata de transportare este mai mare probele de nămol activ se vor menţine în stare vie prin aerare cu ajutorul unei pompe de acvariu alimentate de la o baterie. Deoarece analiza microscopică se efectuează pe viu, probele nu pot fi conservate.

**E. Modul de lucru**

1. Din flaconul cu proba omogenizată se ia cu o pipetă Pasteur o picătură mică (50-100 µl), se pune pe o lamă portobiect, se acoperă cu grijă cu o lamelă de 24×24 mm sau 24×32 mm şi se examinează la microscop, la început la o putere de mărire de 100×, apoi la o putere de mărire din ce în ce mai mare (Observaţia a).

2. Se determină toate unităţile taxonomice prezente în nămolul activ, cu precădere protozoarele ciliate şi tecamibienii. Deoarece flagelatele, rotiferele şi nematodele sunt foarte greu de identificat până la nivel de specie, aceste grupe vor contribui fiecare numai cu 1 unitate taxonomică (Observaţia b şi c).

3. Pentru estimarea densităţii microfaunei (cu excepţia flagelatelor) din flaconul cu proba de nămol activ se iau cu ajutorul unei micropipete automate 1 sau 2 subprobe de 25 µl fiecare, se pun pe o lamă, se acoperă cu o lamelă de 18×18 mm şi se numără la microscop, la o putere de mărire mică (100×), toate microorganismele întâlnite sub lamelă (Observaţia d şi e).

4. Datele obținute în urma numărării indivizilor din fiecare specie sau grup (exprimat ca nr. ind./ml și nr. ind./l de nămol activ) se trec într-un tabel, cum ar fi cel prezentat în Anexa 17, și se calculează raporturile procentuale față de totalul microfaunei (Observația f).

4. Pentru estimarea densității flagelatelor mici (*F*) se pune o picătură într-o cameră de numărare Fuchs-Rosenthal și se numără la microscop, la o mărire de 200×, toate flagelatele din interiorul a 16 pătrățele situate de-a lungul diagonalei camerei de numărare (Observația g).

5. Se citește valoarea SBI-ului indicată de intersectarea rândului care corespunde grupului cheie dominant, ținând totodată cont de densitatea acestuia ($\geq 10^6$ ind./l sau $<10^6$ ind./l) și coloanei care corespunde numărului total de unități taxonomice și densității flagelatelor mici (A sau B) conform tabelului 7.12.

6. În funcție de valoarea SBI performanța de funcționare a instalației de epurare se încadrează în una din cele 4 clase de calitate conform tabelului 7.13.

**F. Reprezentarea rezultatelor**

Rezultatele pot fi reprezentate grafic, trecând pe abscisă data calendaristică la care s-a făcut prelevarea probei, iar pe ordonată valorile Indicelui Biotic al Nămolului (SBI).

**G. Observații**

(a) Pentru a reduce la minim mortalitatea anumitor specii sau creșterea bruscă abundenței altor specii, analiza microscopică trebuie efectuată într-un interval de timp de cel mult 5 ore de la prelevare.

(b) În cadrul metodei nu se iau în considerație amibele atecate sau alte organisme ajunse în mod accidental în nămolul activ (alge, crustacee, insecte).

(c) În ceea ce privește grupele-cheie, trebuie precizat că numai ciliatele bacterivore aparțin celor trei grupe funcționale din Tabelul 7.12 (natante, mobile, sesile). Ciliatele carnivore contribuie numai la stabilirea diversității și densității totale a microfaunei. Ciliatele

prădătoare natante precum *Litonotus*, *Amphileptus*, *Spathidium*, trebuie excluse din grupul „ciliatelor natante". În mod asemănător, ciliatele prădătoare fixate precum *Podophrya*, *Tokophrya* şi *Acineta*, trebuie excluse din grupul „ciliatelor sesile".

(d) Pentru a evita numărarea anumitor indivizi de mai multe ori sau de a omite alţi indivizi, ceea ce ar induce erori de estimare, organismele de sub lamelă se vor analiza urmând un anumit itinerariu, de exemplu de la stânga la dreapta şi de sus în jos (vezi şi Metoda 4.1.2, Secţiunea D şi fig. 4.3).

**Tabelul 7.12.** Valorile SBI în funcţie de prezenţa grupurilor taxonomice cheie, de densitate şi de numărul unităţilor taxonomice ale microfaunei (după Madoni, 1994).

| Grupe de microfaună şi densitatea acesteia | Numărul total de unităţi taxonomice (cu excepţia flagelatelor) care constituie microfauna nămolului activ şi densitatea flagelatelor mici (*F*) numărate de-a lungul diagonalei camerei de numărare Fuchs-Rosenthal (A = *F*<10; B = 10<*F*<100) | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **Grupul cheie dominant sau prevalent** | **Densitatea (ind./l)** | **>10** | | **8-10** | | **5-7** | | **<5** | |
| | | **A** | **B** | **A** | **B** | **A** | **B** | **A** | **B** |
| Ciliate mobile + sesile[1] şi/sau amibe tecate | $\geq 10^6$ | 10 | 8 | 9 | 7 | 8 | 6 | 7 | 5 |
| | $<10^6$ | 9 | 7 | 8 | 6 | 7 | 5 | 6 | 4 |
| Ciliate sesile[1] >80% | $\geq 10^6$ | 9 | 7 | 8 | 6 | 7 | 5 | 6 | 4 |
| | $<10^6$ | 8 | 6 | 7 | 5 | 6 | 4 | 5 | 3 |
| *Opercularia* spp. | $\geq 10^6$ | 7 | 5 | 6 | 4 | 5 | 3 | 4 | 2 |
| | $<10^6$ | 6 | 4 | 5 | 3 | 4 | 2 | 3 | 1 |
| *Vorticella microstoma* şi/sau *V. infusionum* | $\geq 10^6$ | 6 | 4 | 5 | 3 | 4 | 2 | 3 | 1 |
| | $<10^6$ | 5 | 3 | 4 | 2 | 3 | 1 | 2 | 0 |
| Ciliate natante | $\geq 10^6$ | 5 | 3 | 4 | 2 | 3 | 1 | 2 | 0 |
| | $<10^6$ | 4 | 2 | 3 | 1 | 2 | 0 | 1 | 0 |
| Flagelate mici (>100)[2] | $\geq 10^6$ | 4 | | 3 | | 2 | | 1 | |
| | $<10^6$ | 3 | | 2 | | 1 | | 0 | |

[1] *Opercularia* spp. şi *Vorticella microstoma* puţin abundente;
[2] Numărate de-a lungul diagonalei camerei de numărare Fuchs-Rosenthal.

**Tabelul 7.13.** Conversia valorilor SBI în clase de calitate și caracterizarea acestora (după Madoni, 1994).

| Valoare SBI | Clasă de calitate | Caracterizare |
|---|---|---|
| 8-10 | I | Nămol bine colonizat și stabilizat, activitate biologică optimă; eficiență de epurare maximă |
| 6-7 | II | Nămol bine colonizat și stabilizat, activitate biologică suboptimală; eficiență de epurare bună |
| 4-5 | III | Epurare biologică insuficientă; eficiență de epurare mediocră |
| 0-3 | IV | Epurare biologică slabă în aerotancuri; eficiență de epurare scăzută |

(e) În cazul speciilor coloniale (*Carchesium*, *Epistylis*, *Opercularia*, *Zoothamnium*) se numără toți indivizii coloniei.

(f) Pentru speciile găsite în etapa de identificare a microfaunei, dar care au lipsit la numărare acestea se consideră ca fiind prezente în proporție de 1 ind./ml.

(g) Atunci când numărul flagelatelor numărate de-a lungul diagonalei este mai mic de 10 se consideră că densitatea lor în nămolul activ este sub 50.000 ind./ml; atunci când numărul de flagelate numărate este mai mare de 100 se consideră că densitatea flagelatelor este de $5 \cdot 10^5$ ind./ml.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

# BIBLIOGRAFIE


AFNOR (1992) Essais des eaux. Détermination de l'indice biologique global normalise (IBGN). *Norme française*, NF T 90-350.

Alekin, O.A. (1956) Metodâ issledovania fiziceskih svoistv i himiceskogo sostava vodâ. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(2), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 213-300.

Antipa, G. (1916) Pescăria şi pescuitul în România. *Publ. Fond. Vasile Adamachi*, Tom **VIII**, No. XLVI, Bucureşti, 794 pp.

Antonescu, C.S. (1963) *Biologia apelor*. Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 544 pp.

Armstrong, F.A.J. & Wickstead, J.H. (1962) A note on the preservation of plankton with formalin. *Journ. Cons. int. Explor. Mer.*, **27**: 29-30.

Backiel, T. & Welcomme, R.L. (1980) *Guidelines for Sampling Fish in Inland Waters*. FAO, Rome, 176 pp.

Bagenal, T. (coord.) (1978) *Methods for Assessment of Fish Production in Fresh Waters*. 3rd edition, IPB Handbook, No. 3. Blackwell Scientific Pubications, Oxford, 365 pp.

Bakanov, A.I. (1977) Comparative evaluation of the effectiveness of different dredges. *Ghidrobiologiceskii Jurnal*, **13**(2): 97-103.

Battes, K., Măzăreanu, C., Pricope, F., Cărăuş, I., Marinescu, V., Rujinschi, R. (2003) *Producţia şi productivitatea ecosistemelor acvatice*. Ed. "Ion Borcea", Bacău, 339 pp.

Băcescu, M. (1952) O metodă simplă pentru cercetarea calitativă a faunei de fund. *Buletinul Sectorului piscicol*, **1**: 43.

Băcescu, M. (1957) Apucătorul-sondă pentru studiul cantitativ al organismelor de fund. Aparat mixt pentru colectarea simultană a macro- şi microbentosului. *Buletinul Institutului de Cercetări Piscicole*, **2**: 69-82.

Bănărescu, P. (1964) *Fauna Republicii Socialiste România. Pisces-Osteichthyes*. Vol. **XIII**, fasc. 1, Ed. Acad. R.S.R., Bucureşti, 962 pp.

Bellinger, E.G. (1992) *A Key to Common Algae. Freshwater, Estuarine and some Coastal Species*. 4th Edition, The Institution of Water and Environmental Management, London, 138 pp.

Brosse, S., Laffaille, P., Gabas, S, Lek, S. (2001). Is scuba sampling a relevant method to study fish microhabitat in lakes? Examples and comparisons for three European species. *Ecology of Freshwater Fish*, **10**: 138-146.

Burian, P.V. (2002) *Lacul de acumulare: Supraveghere biologică*. University Press, Târgu-Mureş, 256 pp.

Buşniţă, Th. & Alexandrescu, I. (1971) *Atlasul peştilor din apele R.S.R.*, Ediţia a 2-a, Ed. Ceres, Bucureşti, 132 pp.

CAER (1976) *Unifiţirovanmâe metodâ issledovania kacestva vod. P. III. Metodâ biologhiceskogo analiza vod.* Ediţia a 3-a, Sovet Ekonomiceskoi Vzaimopomoşci, Soveşceanie Rukovoditelei Vodohozeaistvennâh Organov Stran-cilenov SEV, Moskva, 185 pp.

Carpenter, J.H. (1965) The Chesapeake Bay Institute technique for the Winkler dissolved oxygen method. *Limnology and Oceanography*, **10**: 141-143.

Cărăuş, I. (1965) Un batometru de construcţie simplă pentru cercetarea hidrobiologică. *Buletinul Institutului de Cercetări şi Proiectări Piscicole*, **3**(4): 171.

Cărăuş, I., Rujinschi, R.I., Ţăruş, T., Jâpa, F. (1984) *Metode de lucru în cercetarea hidrobiologică aplicată la apele picicole*. CCPPPIP, Galaţi, 67 pp.

CEN/TC 230 (2004) Water quality – Guidance standard for the surveying of macrophytes in lakes. European Standard Working Document, 18 pp.

Champiat, D. & Larpent, J.P. (coord.) (1988) *Biologie des eaux. Méthodes & Techniques*. Ed. Masson, Paris, 374 pp.

Chiriac, E. & Udrescu, M. (1965) *Ghidul naturalistului în lumea apelor dulci*. Ed. Ştiinţifică, Bucureşti, 336 pp.

Chodorowski, A. (1971) L'échantillonnage des peuplements d'invertébrés des eaux continentales stagnantes. În: *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques* (sub red. M. Lamotte & F. Bourlière), Comité français du Programme Biologique International, Masson et C-ie Éditeurs, Paris, 1-51.

Curtean-Bănăduc, A. (2001) *Practicum de hidrobiologie*. Ed. Mira Design, Sibiu, 120 pp.

Daget, J. (1971) L'échantillonnage des peuplements de poissons d'eau douce. În: *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques* (sub red. M. Lamotte & F. Bourlière), Comité français du Programme Biologique International, Masson et C-ie Éditeurs, Paris, 85-108.

de Bernardi, R. (1984) Methods for the Estimation of Zooplankton Abundance. În: *A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters* (sub red. J.A. Downing & F.H. Rigler), 2nd Edition, IPB Handbook, No. **17**. Blackwell Scientific Pubications, Oxford, 59-86.

Dimitrie, R. (1952) Draga cantitativă de fund de tip Marinescu. *Buletinul Sectorului piscicol*, **4**: 102.

Downing, J.A. (1984) Sampling the Benthos of Standing Waters. În: *A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters* (sub red. J.A. Downing & F.H. Rigler), 2nd Edition, IPB Handbook, No. **17**. Blackwell Scientific Pubications, Oxford, 87-130.

Downing, J.A. & Rigler, F.H. (coord.) (1984) *A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters*. 2nd

Edition, IPB Handbook, No. 17. Blackwell Scientific Pubications, Oxford, 501 pp.

Dussart, B. (1966) *Limnologie. L'étude des eaux continentales*. Ed. Gauthier-Villars, Paris, xxiv + 676 pp.

Elliott, J.M. (1977) *Some Methods for the Statistical Analysis of Samples of Benthic Invertebrates*. 2nd Edition, Freshwater Biological Association Scientific Publication, No. 25, Reading, MA, 156 pp.

Elliott, J.M. & Décamps, H. (1973) Guide pour l'analyse statistique des échantillons d'inverebrés benthiques. *Annls. limnol.*, 9(2): 79-120.

Florescu, M. (1984) *Îndrumări metodologice de efectuare a unor determinări unitare de control a calităţii apei din lacuri în vederea stabilirii gradului şi ritmului de eutrofizare, a măsurilor de prevenire şi combatere*. Consiliul Naţional al Apelor, Institutul de Cercetări şi Proiectări pentru Gospodărirea Apelor, 1-34 pp.

Fraser, J.H. (1966) Zooplankton sampling. *Nature Lond.*, 211(5052): 915-916.

Gavrilescu, N. (1953) Pânza pentru filee planctonice. *Biletinul Institutului de cercetări piscicole*, 1: 89.

Gavrilescu, N. & Popovici, P. (1953) *Analiza chimică aplicată la hidrobiologie şi ape piscicole*. Editura de Stat pentru Literatura Ştiinţifică, Bucureşti, 182 pp.

Ghimicescu, G. & Hâncu, I. (1974) *Chimia şi controlul poluării apei*. Ed. Tehnică, Bucureşti.

Golterman, H.L., Clymo, R.S., Ohnstad, M.A.M. (coord.) (1978) *Methods for Physical and Chemical Analysis of Fresh Waters*. 2nd Edition, IPB Handbook, No. 8 Blackwell Scientific Publications, Oxford-London-Edinburgh-Boston-Melbourne, 213 pp.

Gomoiu, M.-T. & Skolka, M. (2001) *Ecologie. Metodologii pentru studii ecologice*. Ovidius University Press, Constanţa, 178 pp.

Harris, R.P, Wiebe, P.H., Lenz, J., Skjoldal, H.R., Huntley, M. (2000) *ICES Zooplankton Methodology Manual*. Academic Press, San Diego, 684 pp.

Iaşnov, V.A. (1952) *Malâi praktikum po ghidrobiologhii*. Izd. Sovetskaia Nauka, Moskva, 266 pp.

Ionescu, Al. (1972) *Lumea algelor*. Ed. Ştiinţifică, Bucureşti, 184 pp.

Ionescu, T., Constantinescu, Ş, Margoci, G., Moţoc, M., Petre, I. (1968) *Analiza apelor (naturale, potabile, industriale, reziduale)*. Ed. Tehnică, Bucureşti, 303 pp.

Isvoranu, V. (1985) Dispozitive de prelevare pentru studiul faunei fitofile în condiţiile Deltei Dunării. *Delta Dunării. Studii şi comunicări de ecologie*, Muzeul „Deltei Dunării" Tulcea, **1**: 29-31.

Ivancea, G., Chiriac, G, Duţoiu, E. (1995) *Îndrumări metodologice pentru supravegherea evoluţiei trofice a lacurilor de acumulare şi lacurilor naturale*. Institutul de Cercetare şi Inginerie a Mediului, Bucureşti.

Jadin, V.I. (1956) Metodika izucenia donnoi faunâ vodoiomov i ekologhii donnâh bezpozvonocinâh. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(1), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 279-382.

Karr, J.R. (1981) Assessment of biotic integrity using fish communities. *Fisheries (Bethesda)*, **6**(6): 21-27.

Karr, J.R., Faush, K.D., Angermeier, P.L., Yant, P.R., Schlosser, J. (1986) Assessing Biological Integrity in Running Waters: A Method and Its Rationale. *Illinois Natural History Survey Special Publication*, **5**, Champaign, Illinois.

Katanskaya, V.M. (1956) Metodika issledovania vâsşei vodnoi rastitelnosti. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(1), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 160-182.

Kiselev, I.A. (1956) Metodâ issledovania planktona. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(1), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 183-265.

Kiselev, I.A. (1956) Metodâ issledovania neistona. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(1), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 266-271.

Konşin, V.D. & Kaden, S.B. (1956) Metodika izucenia fiziceskih svoistv, mehaniceskogo i himiceskogo sostava donnâh otlojenii. În: *Jizni presnâh vod SSSR* (sub red. E.N. Pavlovski & V.I. Jadin), vol **IV**(2), Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva-Leningrad, 301-313.

Lamotte, M. & Bourlière, F. (coord.) (1971) *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques.* Comité français du Programme Biologique International, Masson et C-ie Éditeurs, Paris, 294 pp.

Langmuir, D. (1971) Eh-*p*H determination. În: *Sedimentary petrology* (sub red. R.E. Carver), John Wiley & Sons, New York, 597-634.

Liebmann, H. (1962) *Handbuch der Frischwasser und Abwasserbiologie. Biologie des Trinkwassers, Badewassers, Frischwassers, Vorfluters und Abwassers.* Vol. **1**, ediția a 2-a, Ed. Oldenbourg Verlag, München, 588 pp.

Liebmann, H. (1965) Influențarea autoepurării naturale a Dunării prin ape reziduale menajere şi industriale. *Hidrobiologia*, **6**: 93-107.

Lincoln, R.J. & Sheals, J.G. (1979) *Invertebrate Animals. Collection and Preservation.* British Museum (Natural History) and Cambridge University Press, London, 150 pp.

Lisitsin, A.I. & Udintsev, G.B. (1955) A new type of grab. *Trudy vsesoyuznogo ghidrobiologicheskogo obshchestva*, **6**: 148-150. (în limba rusă)

Lorenzen, C.J. (1967) Determination of chlorophyll and phaeopigment, spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.*, **12**: 343-346.

Madoni, P. (1994) A Sludge Biotic Index (SBI) for the evaluation of the biological performance of activated sludge plants based on the microfauna analysis. *Wat. Res.*, **28**(1): 67-75.

Madoni, P. (sub red.) 2005. *Depurazione biologica nei fanghi attivi.* Univeristà degli studi di Parma, 300 pp.

Marcoci, S. (1984) *Îndrumar metodologic pentru urmărirea evoluției calității apelor prin intermediul analizelor biologice.* Consiliul Național al Apelor, Institutul de cercetări şi proiectări pentru gospodărirea apelor, 146 pp.

Marinescu, O. (1958) *Draga apucătoare cantitativă pentru fauna de fund.* Bul. I.C.P., **2**: 83.

Marker, A.F.M., Nusch, E.A., Rai, H., Riemann, B. (1980) The measurement of photosynthetic pigments in freshwaters and standardisation of methods: Conclutions and recommendations. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.*, **14**: 91-106.

Mălăcea, I. (1951) Un model de dragă cantitativă pentru râuri. *Buletinul Institutului de cercetări piscicole*, **10**(4): 85.

Mălăcea, I. (1969) *Biologia apelor impurificate. Bazele biologice ale protecției apelor.* Ed. Acad. R.S.R., Bucureşti, 246 pp.

Mănescu, S., Cucu, M., Diaconescu, M.L. (1994) *Chimia sanitară a mediului.* Ed. Medicală, Bucureşti, 355 pp.

Morariu, I.G., Nalbant, T.T., Ignătescu, N. (1965) Fotografia sub apă ca mijloc de cercetare a ecologiei animalelor acvatice. Un model nou de carcasă pentru aparatele de tip reflex. *Buletinul Institutului de cercetări şi proiectări piscicole*, **3**(4): 158.

Murphy, J., Riley, J.P. (1962) A modified single solution method for the etermination of phosphate in natural waters. *Analytica Chim. Acta*, **27**: 31-36.

Mustață, Gh. (1992) *Lucrări practice de hidrobiologie.* Fasc. 1, Ed. Universității "Alexandru Ioan Cuza" Iaşi, 199 pp.

Newell, G.E. & Newell, R.C. (1977) *Marine plankton, a practical guide.* 5th edition, Hutchinson Educational, London, 244 pp.

Nusch, E.A. (1980) Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigment determination. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.*, **14**: 14-36.

OM nr. 161/2006 pentru aprobarea Normativului privind clasificarea calității apelor de suprafață în vederea stabilirii stării ecologice a corpurilor de apă, Monitorul Oficial al României, Partea I, nr. 511bis/13.VI.206, 92 pp.

Omori, M. & Ikeda, T. (1992), *Methods in Marine Zooplankton Ecology.* Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, 332 pp.

Oros, I. (1977) *Îndrumător pentru lucrări practice de hidrobiologie.* Ed. Universității "Babeş-Bolyai" Cluj, 79 pp.

Oros, I. (1981) *Tehnica de analiză aplicată la hidrobiologie.* Ed. Universităţii "Babeş-Bolyai" Cluj, 198 pp.

Papadopol, M. & Stănescu, R. (1980) *Hidrobiologie. Lucrări practice.* partea I, Ed. Universiăţii Bucureşti, 192 pp.

Pătroiescu, T. & Gănescu, I. (1980) *Analiza apelor.* Ed. Scrisul Românesc, Craiova, 347 pp.

Pârvu, C. (1981) *Îndrumar pentru cunoaşterea naturii.* Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 244 pp.

Peckarsky, B.L. (1984) Sampling the Stream Benthos. În: *A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters* (sub red. J.A. Downing & F.H. Rigler). 2nd Edition, IPB Handbook, No. 17. Blackwell Scientific Pubications, Oxford, 131-160.

Pora, E.A. & Oros, I. (1974) *Limnologie şi oceanologie. Hidrobiologie.* Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 424 pp.

Pricope, F., Battes, K., Petrovici, M. (2007) *Hidrobiologie: lucrări practice.* Ed. Alma Mater, Bacău, 144 pp.

Reys, J.-P. (1964) Les prélèvements quantitatifs du benthos de substrat meuble. *La Terre et la Vie*, 1: 94-105.

Ricker, W.E. (coord.) (1968) *Methods for Assessment of Fish Prodction in Fresh Waters.* IPB Handbook, No. 3, Blackwell Scientific Pubications, Oxford-Edinburg, 328 pp.

Rodier, J. (1966) *L' Analyse chimique et physico-chimique de l'eau. Eaux naturelles-eaux usées.* Ed. Dunod, Paris, 412 pp.

Rodier, J., Bazin, C., Broutin, J.-P., Chambon, P., Champsaur, H., Rodi, L. (1996) *L'Analyse de l'eau. Eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. Chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats.* Ediţia a 8-a, Ed. Dunod, Paris, 1384 pp.

Rosenberg, D.M., Davies, I.J., Cobb, D.G., Wiens, A.P. (2003) *Protocoles de mesure de la biodiversité. Les macroinvertébrés benthiques dulcicoles.* Ministère des Pêches et des Océans, Institut des eaux douces, Manitoba, 44 pp.

Sava, D. (2006) *Lucrări practice de botanică sistematică (partea 1)*. Ed. Ex Ponto, Constanța, 140 pp.

Schreck, B.C., Movle, B.P. (1990) *Methods for Fish Biology*. Am. Fish. Society Bethesda, Maryland, 684 pp.

Schwoerbel, J. (1970) *Methods of Hydrobiology (Freshwater Biology)*. Pergamon Press, Oxford, x + 200 pp.

Shapovalova, I.M. & Vologdin, M.P. (1979) Procedure for quantitative estimation of submerged vegetation and the phytophilous fauna. *Ghidrobiologhiceskii Jurnal*, **15**(4): 111-113.

Sládeček, V. (1973) System of water quality from the biological point of view. *Arch. Hydrobiol. Engeb. Limnol.*, 7: 1-217.

Sládeček, V. (1976) *Atlas saprobnâh organizmov*. Sovet Ekonomiceskoi Vzaimopomoşci, Soveşceanie Rukovoditelei Vodohozeaistvennâh Organov Stran-cilenov SEV, Moskva, 227 pp.

SR 2852/1994. Apa potabilă. Prelevarea, conservarea, transportul, păstrarea şi identificarea probelor.

SR EN 1189/2000. Calitatea apei. Determinarea conținutului de fosfor. Metoda spectrometrică cu molibdat de amoniu.

SR EN 1899-1/2003. Calitatea apei. Determinarea consumului biochimic de oxigen după *n* zile ($CBO_n$). Partea 1: Metoda prin diluare şi însămânțare cu aport de aliltiouree.

SR EN 1899-2/2002. Calitatea apei. Determinarea consumului biochimic de oxigen după *n* zile ($CBO_n$). Partea 2: Metoda pentru probe nediluate.

SR EN ISO 5667-3/2004. Calitatea apei. Prelevare. Partea 3: Ghid pentru conservarea şi manipularea probelor de apă.

SR EN ISO 7027/2001. Calitatea apei. Determinarea turbidității.

SR EN ISO 8467/2001. Calitatea apei. Determinarea indicelui de permanganat.

SR EN ISO 8689-1/2001. Calitatea apei. Clasificarea biologică a râurilor. Partea 1: Ghid pentru interpretarea datelor biologice de calitate obținute din studierea macronevertebratelor bentonice.

SR EN ISO 8689-2/2001. Calitatea apei. Clasificarea biologică a râurilor. Partea 2: Ghid pentru prezentarea datelor biologice de calitate obținute din studierea macronevertebratelor bentonice.

SR EN ISO 9391/2000. Calitatea apei. Prelevarea macronevertebratelor din ape adânci. Ghid pentru folosirea prelevatoarelor de colonizare, a prelevatoarelor calitative și cantitative.

SR EN ISO 9963-1/2002. Calitatea apei. Determinarea alcalinității. Partea 1: Determinarea alcalinității totale și permanente.

SR EN ISO 9963-2/2002. Calitatea apei. Determinarea alcalinității. Partea 2: determinarea alcalinității carbonate.

SR EN 14011/2003. Calitatea apei. Prelevarea probelor de pește cu ajutorul electricității.

SR EN 14184/2004. Calitatea apei. Ghid pentru studiul macrofitelor acvatice din ape curgătoare.

SR EN 27828 ISO 7828/2000. Calitatea apei. Metoda de prelevare biologică. Ghid pentru prelevarea macronevertebratelor bentonice cu ciorpacul.

SR EN 28265/2001. Calitatea apei. Proiectarea și utilizarea prelevatoarelor cantitative pentru macronevertebratele bentice de pe substraturi pietroase din ape dulci superficiale.

SR ISO 5667-1/1998. Calitatea apei. Prelevare. Partea 1: Ghid general pentru stabilirea programului de prelevare.

SR ISO 5667-2/1998. Calitatea apei. Prelevare. Partea 2: Ghid general pentru tehnicile de prelevare.

SR ISO 5667-4/2000. Calitatea apei. Prelevare. Partea 4: Ghid de prelevare a apelor din lacuri naturale și artificiale.

SR ISO 5667-6/1997. Calitatea apei. Prelevare. Partea 6: Ghid pentru prelevarea probelor din râuri și cursuri de apă.

SR ISO 6060/1996. Calitatea apei. Determinarea consumului chimic de oxigen.

SR ISO 7887/1997. Calitatea apei. Examinarea și determinarea culorii.

SR ISO 9297/2001. Calitatea apei. Determinarea conţinutului de cloruri. Titrare cu azotat de argint utilizând cromatul ca indicator (Metoda Mohr).

SR ISO 10260/1996. Calitatea apei. Măsurarea parametrilor biochimici. Determinarea spectrometrică a conţinutului de clorofilă *a*.

SR ISO 10523/1997. Calitatea apei. Determinarea *p*H-ului.

SR ISO 25813/2000. Calitatea apei. Determinarea conţinutului de oxigen dizolvat. Metoda iodometrică.

SR ISO 25814/1999. Calitatea apei. Determinarea conţinutului de oxigen dizolvat. Metoda electrometrică cu sondă.

STAS 1342-91. Apă potabilă.

STAS 3002-85. Apă potabilă. Determinarea substanţelor organice oxidabile.

STAS 3026-76. Apă potabilă. Determinarea durităţii.

STAS 6329-90. Apă potabilă. Analiza biologică.

STAS 6536-87. Apă potabilă. Determinarea conţinutului de oxigen dizolvat în apă.

STAS 8663-70. Ape de suprafaţă şi ape uzate. Determinarea clorurilor.

STAS 8900-1/1971. Ape de suprafaţă şi ape uzate. Determinarea azotaţilor.

STAS 9887-74. Ape de suprafaţă şi ape uzate. Determinarea consumului chimic de oxigen (Metoda cu permanganat de potasiu).

STAS 10064-75. Ape de suprafaţă şi ape uzate. Determinarea fosfaţilor.

STAS 12774-89. Apa din bazine de înot şi din zone naturale amenajate pentru înot. Determinarea transparenţei.

Tolstoy, A. & Toth, I. (1980) Bacteriochlorophyll-d and its interference on determination of chlorophyll-a. *Arch. Hydrobiol.*, **89**: 160-170.

Trufaş, V. & Trufaş, C. (2003) *Hidrochimie*. Ed. a 2-a, Ed. Agora, Călăraşi, 272 pp.

Tuffery,G. (1971) L'échantillonnage des peuplements d'invertébrés des eaux continentales courantes. În: *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques* (sub red. M. Lamotte & F. Bourlière), Comité français

du Programme Biologique International, Masson et C-ie Éditeurs, Paris, 53-84.

Vollenweider, R.A., Talling, J.F., Westlake, D.F. (coord.) (1974) *A Manual on Methods for Measuring Primary Production in Aquatic Environments*. 2nd Edition, IPB Handbook, No. 12. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 225 pp.

Weiss, R.F. (1970) The solubility of nitrogen, oxygen and argon in water and seawater. *Deep-Sea Research*, 17: 721-725

Winberg, G.G. (1971) *Methods for the Estimation of Production of Aquatic Animals*. Academic Press, London, xii + 175 pp.

* * * (1978) *Metode de analiză biologică pentru urmărirea evoluției calității apelor*. CNA-ICPGA, București. Anexa 1– Indicatori de saprobitate. Anexa 2 – Atlasul organismelor saprobe.

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

# ANEXE

**Anexa 1.** Prefixele Sistemului Internațional (SI) de unități de măsură.

| | | |
|---|---|---|
| ato (a) | = 0,000000000000000001 | $= 10^{-18}$ |
| femto (f) | = 0,000000000000001 | $= 10^{-15}$ |
| pico (p) | = 0,000000000001 | $= 10^{-12}$ |
| nano (n) | = 0,000000001 | $= 10^{-9}$ |
| micro (μ) | = 0,000001 | $= 10^{-6}$ |
| mili (m) | = 0,001 | $= 10^{-3}$ |
| centi (c) | = 0,01 | $= 10^{-2}$ |
| deci (d) | = 0,1 | $= 10^{-1}$ |
| deca (da) | = 10 | $= 10^{1}$ |
| hecto (h) | = 100 | $= 10^{2}$ |
| kilo (k) | = 1000 | $= 10^{3}$ |
| mega (M) | = 1000000 | $= 10^{6}$ |
| giga (G) | = 1000000000 | $= 10^{9}$ |
| tera (T) | = 1000000000000 | $= 10^{12}$ |
| peta (P) | = 1000000000000000 | $= 10^{15}$ |
| exa (E) | = 1000000000000000000 | $= 10^{18}$ |

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 2.** Echivalenţe între unităţile Sistemului Internaţional (SI) şi alte unităţi de măsură.

*Unităţi de lungime*

1 ångström (Å) = 0,1 nm = 0,0001 μm = $10^{-10}$ m
1 nanometru (nm) = $10^{-9}$ m
1 micron sau micrometru (μm) = 0,001 mm = $10^{-6}$ m
1 milimetru (mm) = 1000 μm = 0,03937 in. = 0,001 m
1 centimetru (cm) = 0,3937 in. = 10 mm = 0,01 m
1 ţol (in.) = 1/12 picioare = 25,4 mm = 2,540 cm
1 decimetru (dm) = 10 cm = 0,1 m
1 picior (ft) = 12 ţoli (inci) = 30,479 cm = 0,3048 m
1 yard (yd) = 3 ft = 36 in. = 91,440 cm = 0,9144 m
1 metru (m) = 39,37 in. = 3,2808 ft = 1,0936 yd = 0,546 braţe = 100 cm
1 braţ (fathom) = 6 ft = 72 in. = 182,88 cm = 1,8288 m
1 kilometru (km) = 3280 ft = 0,624 mile terestre = 0,54 mile marine = 1000 m
1 milă terestră = 5280 ft = 1609 m = 1,609 km = 0,87 mile marine
1 milă marină (Mm) = 6076 ft = 1852 m = 1,85 km = 1,15 mile terestre

*Unităţi de suprafaţă*

1 centimetru pătrat ($cm^2$) = 100 $mm^2$ = 0,155 ţoli pătraţi
1 metru pătrat ($m^2$) = 10000 $cm^2$ = 10,8 $ft^2$
1 ar (a) = 100 $m^2$
1 acru = 4849 $yd^2$ = 0,4047 ha
1 hectar (ha) = 10000 $m^2$
1 kilometru pătrat ($km^2$) = 1.000.000 $m^2$ = 247,1 acri = 0,386 mile terestre pătrate = 0,292 mile marine pătrate

*Unităţi de volum*

1 mililitru (ml) = 1 $cm^3$ (sau 1 cc) = 0,001 litri
1 litru (l) = 1 $dm^3$ = 1000 $cm^2$ = 0,21978 galoane = 33,824 uncii fluide (fl.oz.)
1 galon (gal) = 4,55 litri = 4,55 $dm^3$
1 metru cub ($m^3$) = 1000 litri

*Unităţi de viteză*

1 nod (Nd) = 1 Mm/oră = 1,852 km/h = 6000 ft/h = 0,5144 m/s

*Unităţi de concentraţie*

1 M = 1 gram greutate moleculară la litru (concentraţie molară)
1 μg-atom/l = 1 mg-atom/$m^3$ = 1 μM
1 μg/l = 1 μg/$dm^3$ = 1 mg/$m^3$
1 parte per mie (ppt) = 1 g/l
1 parte per milion (ppm) = 1 mg/l = 1 mg/$dm^3$
1 parte per bilion (ppb) = 1 μg/l

BCU "ALEXANDRU IOAN CUZA" UNIVERSITY LIBRARY

*Unități de greutate*

1 miligram (mg) = 0,001 g = $3,527 \cdot 10^{-5}$ uncii
1 gram (g) = 0,035 uncii
1 kilogram (kg) = 1000 g = 2,2046 livre (lbs)
1 tonă (t) = 1000 kg = $10^6$ g
1 uncie (oz.) = 1/16 lbs = 28,350 g
1 livră (lb) = 16 uncii = 453,592 g

*Unități de presiune*

1 atmosferă (atm) = 760 mm col. Hg (tori) = 101.300 pascali = 1,01325 bar = $1,0133 \cdot 10^6$ dyne/cm$^2$ = 10,33 m col. $H_2O$ = 1 kgf/cm$^2$ = 14,7 psi
1 pascal (Pa) = 1 N/m$^2$ = $10^{-5}$ bar = $1,019 \cdot 10^{-5}$ atm
1 bar = $10^5$ Pa = $10^5$ N/m$^2$ = 1,0197 kgf/cm$^2$ = 1,019 at = 0,987 atm = $10^6$ dyne/cm$^2$ = 14,5 psi
1 torr = $1,31579 \cdot 10^{-3}$ atm = 133,332 N/m$^2$
1 livră per țol pătrat (psi) = 0,0690 bari = 0,0703 kgf/cm$^2$

*Alte unități de măsură*

1 grad Celsius (°C) = K – 273,15 = (°F – 32)/1,8
1 grad Kelvin (K) = °C + 273,15
1 grad Fahrenheit (°F) = 1,8(°C) + 32
1 calorie (cal) = 4,186 Jouli (J)
1 Watt (W) = 1 J/s
1 an = $3,1557 \cdot 10^7$ secunde

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 3.** Indicatori fizici, chimici şi biologici ai calităţii ecologice a apelor de suprafaţă (cf. OM nr. 161/2006).

| Indicatorul de calitate | U/M | Clasa de calitate[1] | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | | I | II | III | IV | V |
| **Indicatori fizici** | | | | | | |
| Temperatură | °C | nu se normează | | | | |
| *p*H | | 6,5-8,5 | | | | |
| **Indicatori chimici** | | | | | | |
| Cloruri ($Cl^-$) | mg/l | 25 | 50 | 250 | 300 | >300 |
| Amoniu ($N\text{-}NH_4^+$) | mg/l | 0,4 | 0,8 | 1,2 | 3,2 | >3,2 |
| Nitriţi ($NO_2^-$) | mg/l | 0,01 | 0,03 | 0,06 | 0,3 | >0,3 |
| Nitraţi ($NO_3^-$) | mg/l | 1 | 3 | 5,6 | 11,2 | >11,2 |
| Azot total (N)[1] | mg/l | 1,5 | 7 | 12 | 16 | >16 |
| Ortofosfaţi solubili ($P\text{-}PO_4^-$) | mg/l | 0,1 | 0,2 | 0,4 | 0,9 | >0,9 |
| Fosfor total (P)[1] | mg/l | 0,15 | 0,4 | 0,75 | 1,2 | >1,2 |
| Oxigen dizolvat ($O_2$) | mg /l | 9 | 7 | 5 | 4 | <4 |
| Saturaţia oxigenului dizolvat: | | | | | | |
| - epilimnion (ape stratificate) | % | 90-110 | 70-90 | 50-70 | 30-50 | <30 |
| - hipolimnion (ape stratificate) | % | 90-70 | 70-50 | 50-30 | 30-10 | <10 |
| - ape nestratificate | % | 90-70 | 70-50 | 50-30 | 30-10 | <10 |
| $CBO_5$ | mg $O_2$/l | 3 | 5 | 7 | 20 | >20 |
| CCO-Mn | mg/l | 5 | 10 | 20 | 50 | >50 |
| CCO-Cr | mg/l | 10 | 25 | 50 | 125 | >125 |
| Clorofila *a*[1] | µg/l | 25 | 50 | 100 | 250 | >250 |
| Indice saprob[1] | | 1,8 | 2,3 | 2,7 | 3,2 | >3,2 |
| **Indicatori biologici** | | | | | | |
| Gradul de troficitate[2] | | Uultra-oligo-trof | Oligo-trof | Mezo-trof | Eutrof | Hiper-trof |
| Fosfor total (P)[2] | mg/l | 0,005 | 0,01 | 0,03 | 0,1 | >0,1 |
| Azot mineral total (N)[2] | mg/l | 0,2 | 0,4 | 0,65 | 1,5 | >1,5 |
| Biomasa fitoplanctonică[2] | mg/l | 1 | 3 | 5 | 10 | >10 |
| Clorofila *a*[2] | µg/l | 1 | 2,5 | 8 | 25 | >25 |

[1] Valabil numai pentru râuri
[2] Valabil numai pentru lacuri

BCU "CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY"

**Anexa 4.** Buletin de analiză fizico-chimică a apei.

| Parametrul | U/M | Proba 1 | Proba 2 | Proba 3 | Proba 4 | Media |
|---|---|---|---|---|---|---|
| **Proprietăţi fizice** | | | | | | |
| Temperatura aerului | (°C) | | | | | |
| Temperatura apei | (°C) | | | | | |
| Transparenţa Secchi | (cm) | | | | | |
| Viteza apei | (m/s) | | | | | |
| Debit | ($m^3$/s) | | | | | |
| **Proprietăţi chimice** | | | | | | |
| *p*H | – | | | | | |
| *r*H | – | | | | | |
| Alcalinitatea: | | | | | | |
| - permanentă ($A_P$) | (ml HCl N/l) | | | | | |
| - totală ($A_T$) | (ml HCl N/l) | | | | | |
| Aciditatea: | | | | | | |
| - aparentă | (ml NaOH N/l) | | | | | |
| - reală | (ml NaOH N/l) | | | | | |
| Dioxid de carbon ($CO_2$): | | | | | | |
| - agresiv | (mg/l) | | | | | |
| - echilibrat ($H_2CO_3$) | (mg/l) | | | | | |
| - semicombinat ($HCO_3^-$) | (mg/l) | | | | | |
| -combinat ($CO_3^{2-}$) | (mg/l) | | | | | |
| - total | (mg/l) | | | | | |
| Cloruri ($Cl^-$) | (mg/l) | | | | | |
| Duritatea apei: | | | | | | |
| - totală (dGH) | (°G) | | | | | |
| - temporară (dKH) | (°G) | | | | | |
| - permanentă (dNKH) | (°G) | | | | | |
| Amoniac ($NH_4^+$) | (mg/l) | | | | | |
| Nitriţi ($NO_2^-$) | (mg/l) | | | | | |
| Nitraţi ($NO_3^-$) | (mg/l) | | | | | |
| Fosfaţi ($PO_4^-$) | (mg/l) | | | | | |
| Oxigen dizolvat ($O_2$) | (mg/l) | | | | | |
| Saturaţie în oxigen | (%) | | | | | |
| $CBO_5$ | (mg $O_2$/l) | | | | | |
| CCO-Mn | (mg/l) | | | | | |
| CCO-Cr | (mg/l) | | | | | |

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 5.** Solubilitatea oxigenului în apă (în mg/l) în funcție de temperatură, la o presiune atmosferică de 760 mm col. Hg (după Weiss, 1970).

| Temp. (°C) | 0,0 | 0,1 | 0,2 | 0,3 | 0,4 | 0,5 | 0,6 | 0,7 | 0,8 | 0,9 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 0 | 14,60 | 14,56 | 14,52 | 14,48 | 14,44 | 14,40 | 14,36 | 14,32 | 14,28 | 14,24 |
| 1 | 14,20 | 14,16 | 14,12 | 14,08 | 14,04 | 14,00 | 13,97 | 13,93 | 13,89 | 13,85 |
| 2 | 13,81 | 13,78 | 13,74 | 13,70 | 13,66 | 13,63 | 13,59 | 13,55 | 13,52 | 13,48 |
| 3 | 13,45 | 13,41 | 13,37 | 13,34 | 13,30 | 13,27 | 13,23 | 13,20 | 13,16 | 13,13 |
| 4 | 13,09 | 13,06 | 13,03 | 12,99 | 12,96 | 12,92 | 12,89 | 12,86 | 12,82 | 12,79 |
| 5 | 12,76 | 12,72 | 12,69 | 12,66 | 12,63 | 12,59 | 12,56 | 12,53 | 12,50 | 12,47 |
| 6 | 12,44 | 12,40 | 12,37 | 12,34 | 12,31 | 12,28 | 12,25 | 12,22 | 12,19 | 12,16 |
| 7 | 12,13 | 12,10 | 12,07 | 12,04 | 12,01 | 12,98 | 12,95 | 11,92 | 11,89 | 11,86 |
| 8 | 11,83 | 11,80 | 11,77 | 11,75 | 11,72 | 11,69 | 11,66 | 11,63 | 11,60 | 11,58 |
| 9 | 11,55 | 11,52 | 11,49 | 11,47 | 11,44 | 11,41 | 11,38 | 11,36 | 11,33 | 11,30 |
| 10 | 11,28 | 11,25 | 11,22 | 11,20 | 11,17 | 11,15 | 11,12 | 11,09 | 11,07 | 11,04 |
| 11 | 11,02 | 10,99 | 10,97 | 10,94 | 10,92 | 10,89 | 10,86 | 10,84 | 10,82 | 10,79 |
| 12 | 10,77 | 10,74 | 10,72 | 10,69 | 10,67 | 10,64 | 10,62 | 10,60 | 10,57 | 10,55 |
| 13 | 10,53 | 10,50 | 10,48 | 10,46 | 10,43 | 10,41 | 10,39 | 10,36 | 10,34 | 10,32 |
| 14 | 10,29 | 10,27 | 10,25 | 10,23 | 10,20 | 10,18 | 10,16 | 10,14 | 10,12 | 10,09 |
| 15 | 10,07 | 10,05 | 10,03 | 10,01 | 9,99 | 9,96 | 9,94 | 9,92 | 9,90 | 9,88 |
| 16 | 9,86 | 9,84 | 9,82 | 9,79 | 9,77 | 9,75 | 9,73 | 9,71 | 9,69 | 9,67 |
| 17 | 9,65 | 9,63 | 9,61 | 9,59 | 9,57 | 9,55 | 9,53 | 9,51 | 9,49 | 9,47 |
| 18 | 9,45 | 9,43 | 9,41 | 9,39 | 9,38 | 9,36 | 9,34 | 9,32 | 9,30 | 9,28 |
| 19 | 9,26 | 9,24 | 9,22 | 9,21 | 9,19 | 9,17 | 9,15 | 9,13 | 9,11 | 9,09 |
| 20 | 9,08 | 9,06 | 9,04 | 9,02 | 9,00 | 8,99 | 8,97 | 8,95 | 8,93 | 8,92 |
| 21 | 8,90 | 8,88 | 8,86 | 8,85 | 8,83 | 8,81 | 8,79 | 8,78 | 8,76 | 8,74 |
| 22 | 8,73 | 8,71 | 8,69 | 8,68 | 8,66 | 8,64 | 8,63 | 8,61 | 8,59 | 8,58 |
| 23 | 8,56 | 8,54 | 8,53 | 8,51 | 8,50 | 8,48 | 8,46 | 8,45 | 8,43 | 8,42 |
| 24 | 8,40 | 8,38 | 8,37 | 8,35 | 8,34 | 8,32 | 8,31 | 8,29 | 8,27 | 8,26 |
| 25 | 8,24 | 8,23 | 8,21 | 8,20 | 8,18 | 8,17 | 8,15 | 8,14 | 8,12 | 8,11 |
| 26 | 8,09 | 8,08 | 8,06 | 8,05 | 8,04 | 8,02 | 8,01 | 7,99 | 7,98 | 7,96 |
| 27 | 7,95 | 7,93 | 7,92 | 7,91 | 7,89 | 7,88 | 7,86 | 7,85 | 7,84 | 7,82 |
| 28 | 7,81 | 7,79 | 7,78 | 7,77 | 7,75 | 7,74 | 7,73 | 7,71 | 7,70 | 7,68 |
| 29 | 7,67 | 7,66 | 7,64 | 7,63 | 7,62 | 7,60 | 7,59 | 7,58 | 7,57 | 7,55 |
| 30 | 7,54 | 7,53 | 7,51 | 7,50 | 7,49 | 7,47 | 7,46 | 7,45 | 7,44 | 7,42 |
| 31 | 7,41 | 7,40 | 7,39 | 7,37 | 7,36 | 7,35 | 7,34 | 7,32 | 7,31 | 7,30 |
| 32 | 7,29 | 7,27 | 7,26 | 7,25 | 7,24 | 7,23 | 7,21 | 7,20 | 7,19 | 7,18 |
| 33 | 7,17 | 7,15 | 7,14 | 7,13 | 7,12 | 7,11 | 7,10 | 7,08 | 7,07 | 7,06 |
| 34 | 7,05 | 7,04 | 7,03 | 7,01 | 7,00 | 6,99 | 6,98 | 6,97 | 6,96 | 6,95 |
| 35 | 6,93 | 6,92 | 6,91 | 6,90 | 6,89 | 6,88 | 6,87 | 6,86 | 6,85 | 6,83 |
| 36 | 6,82 | 6,81 | 6,80 | 6,79 | 6,78 | 6,77 | 6,76 | 6,75 | 6,74 | 6,73 |
| 37 | 6,72 | 6,71 | 6,70 | 6,68 | 6,67 | 6,66 | 6,65 | 6,64 | 6,63 | 6,62 |
| 38 | 6,61 | 6,60 | 6,59 | 6,58 | 6,57 | 6,56 | 6,55 | 6,54 | 6,53 | 6,52 |
| 39 | 6,51 | 6,50 | 6,49 | 6,48 | 6,47 | 6,46 | 6,45 | 6,44 | 6,43 | 6,42 |
| 40 | 6,41 | 6,40 | 6,39 | 6,38 | 6,37 | 6,36 | 6,35 | 6,34 | 6,33 | 6,32 |

BCU CLUJ-NAPOCA UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 6.** Solubilitatea oxigenului în apă (în mg/l) în funcție de altitudine, la o presiune atmosferică de 760 mm col. Hg și la o temperatură medie a aerului de 20°C (după Weiss, 1970).

| Temp. (°C) | Altitudinea (m) | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | 0 | 150 | 300 | 450 | 600 | 750 | 900 | 1050 | 1200 | 1350 |
| 0 | 14,60 | 14,34 | 14,09 | 13,84 | 13,59 | 13,35 | 13,11 | 12,88 | 12,65 | 12,43 |
| 1 | 14,20 | 13,95 | 13,70 | 13,46 | 13,22 | 12,98 | 12,75 | 12,53 | 12,30 | 12,08 |
| 2 | 13,81 | 13,57 | 13,33 | 13,09 | 12,86 | 12,63 | 12,41 | 12,19 | 11,97 | 11,76 |
| 3 | 13,45 | 13,21 | 12,97 | 12,74 | 12,52 | 12,29 | 12,07 | 11,86 | 11,65 | 11,44 |
| 4 | 13,09 | 12,86 | 12,63 | 12,41 | 12,19 | 11,97 | 11,76 | 11,55 | 11,34 | 11,14 |
| 5 | 12,76 | 12,53 | 12,31 | 12,09 | 11,87 | 11,66 | 11,46 | 11,25 | 11,05 | 10,85 |
| 6 | 12,44 | 12,21 | 12,00 | 11,78 | 11,57 | 11,37 | 11,17 | 10,97 | 10,77 | 10,58 |
| 7 | 12,13 | 11,91 | 11,70 | 11,49 | 11,29 | 11,09 | 10,89 | 10,69 | 10,50 | 10,32 |
| 8 | 11,83 | 11,62 | 11,41 | 10,21 | 11,01 | 10,81 | 10,62 | 10,43 | 10,25 | 10,06 |
| 9 | 11,55 | 11,34 | 11,14 | 10,94 | 10,75 | 10,55 | 10,37 | 10,18 | 10,00 | 9,82 |
| 10 | 11,28 | 11,08 | 10,88 | 10,68 | 10,49 | 10,31 | 10,12 | 9,94 | 9,76 | 9,59 |
| 11 | 11,02 | 10,82 | 10,63 | 10,44 | 10,25 | 10,07 | 9,89 | 9,71 | 9,54 | 9,37 |
| 12 | 10,77 | 10,57 | 10,38 | 10,20 | 10,02 | 9,84 | 9,66 | 9,49 | 9,32 | 9,15 |
| 13 | 10,53 | 10,34 | 10,15 | 9,97 | 9,79 | 9,62 | 9,44 | 9,27 | 9,11 | 8,95 |
| 14 | 10,29 | 10,11 | 9,93 | 9,75 | 9,58 | 9,40 | 9,24 | 9,07 | 8,91 | 8,75 |
| 15 | 10,07 | 9,89 | 9,71 | 9,54 | 9,37 | 9,20 | 9,03 | 8,87 | 8,71 | 8,56 |
| 16 | 9,86 | 9,68 | 9,51 | 9,34 | 9,17 | 9,00 | 8,84 | 8,68 | 8,53 | 8,37 |
| 17 | 9,65 | 9,48 | 9,31 | 8,14 | 8,98 | 8,81 | 8,66 | 8,50 | 8,35 | 8,20 |
| 18 | 9,45 | 9,28 | 8,12 | 8,95 | 8,79 | 8,63 | 8,48 | 8,32 | 8,17 | 8,03 |
| 19 | 9,26 | 9,09 | 8,93 | 8,77 | 8,61 | 8,46 | 8,30 | 8,15 | 8,01 | 7,86 |
| 20 | 9,08 | 8,91 | 8,75 | 8,59 | 8,44 | 8,29 | 8,14 | 7,99 | 7,84 | 7,70 |
| 21 | 8,90 | 8,74 | 8,58 | 8,42 | 8,27 | 8,12 | 7,98 | 7,83 | 7,69 | 7,55 |
| 22 | 8,73 | 8,57 | 8,41 | 8,26 | 8,11 | 7,96 | 7,82 | 7,68 | 7,54 | 7,40 |
| 23 | 8,56 | 8,40 | 8,25 | 8,10 | 7,96 | 7,81 | 7,67 | 7,53 | 7,39 | 7,26 |
| 24 | 8,40 | 8,25 | 8,10 | 7,95 | 7,81 | 7,66 | 7,52 | 7,39 | 7,25 | 7,12 |
| 25 | 8,24 | 8,09 | 7,95 | 7,80 | 7,66 | 7,52 | 7,38 | 7,25 | 7,12 | 6,99 |
| 26 | 8,09 | 7,95 | 7,80 | 7,66 | 7,52 | 7,38 | 7,25 | 7,11 | 6,98 | 6,86 |
| 27 | 7,95 | 7,80 | 7,66 | 7,52 | 7,38 | 7,29 | 7,11 | 6,98 | 6,86 | 6,73 |
| 28 | 7,81 | 7,66 | 7,52 | 7,39 | 7,25 | 7,12 | 6,99 | 6,86 | 6,73 | 6,61 |
| 29 | 7,67 | 7,53 | 7,39 | 7,26 | 7,12 | 6,99 | 6,86 | 6,74 | 6,61 | 6,49 |
| 30 | 7,54 | 7,40 | 7,26 | 7,13 | 7,00 | 6,87 | 6,74 | 6,62 | 6,50 | 6,38 |
| 31 | 7,41 | 7,27 | 7,14 | 7,01 | 6,88 | 6,75 | 6,63 | 6,50 | 6,38 | 6,26 |
| 32 | 7,29 | 7,15 | 7,02 | 6,89 | 6,76 | 6,64 | 6,51 | 6,39 | 6,27 | 6,16 |
| 33 | 7,17 | 6,03 | 6,90 | 6,77 | 6,65 | 6,52 | 6,40 | 6,28 | 6,17 | 6,05 |
| 34 | 7,05 | 6,92 | 6,79 | 6,66 | 6,54 | 6,42 | 6,30 | 6,18 | 6,06 | 5,95 |
| 35 | 6,93 | 6,81 | 6,68 | 6,55 | 6,43 | 6,31 | 6,19 | 6,08 | 5,96 | 5,85 |
| 36 | 6,82 | 6,70 | 6,57 | 6,45 | 6,33 | 6,21 | 6,09 | 5,98 | 5,86 | 5,75 |
| 37 | 6,72 | 6,59 | 6,47 | 6,34 | 6,22 | 6,11 | 5,99 | 5,88 | 5,77 | 5,66 |
| 38 | 6,61 | 6,49 | 6,36 | 6,24 | 6,13 | 6,01 | 5,90 | 5,78 | 5,67 | 5,57 |
| 39 | 6,51 | 6,39 | 6,27 | 6,15 | 6,03 | 5,91 | 5,80 | 5,69 | 5,58 | 5,48 |
| 40 | 6,41 | 6,29 | 6,17 | 6,05 | 5,94 | 5,82 | 5,71 | 5,60 | 5,49 | 5,39 |

BCU "VASILE GOLDIȘ" ARAD LIBRARY

**Anexa 7.** Solubilitatea oxigenului în apă (în mg/l) în funcție de salinitate, la o presiune atmosferică de 760 mm col. Hg (după Weiss, 1970).

| Temp. (°C) | Salinitatea (‰) | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | 0 | 5 | 10 | 15 | 20 | 25 | 30 | 35 | 40 | 45 |
| 0 | 14,60 | 14,41 | 13,64 | 13,18 | 12,74 | 12,31 | 11,90 | 11,50 | 11,11 | 10,74 |
| 1 | 14,20 | 13,73 | 13,27 | 12,83 | 12,40 | 11,98 | 11,58 | 11,20 | 10,83 | 10,46 |
| 2 | 13,81 | 13,36 | 12,91 | 12,49 | 12,07 | 11,67 | 11,29 | 10,91 | 10,55 | 10,20 |
| 3 | 13,45 | 13,00 | 12,58 | 12,16 | 11,76 | 11,38 | 11,00 | 10,64 | 10,29 | 9,95 |
| 4 | 13,09 | 12,67 | 12,25 | 11,85 | 11,47 | 11,09 | 10,73 | 10,38 | 10,04 | 9,71 |
| 5 | 12,76 | 12,34 | 11,94 | 11,56 | 11,18 | 10,82 | 10,47 | 10,13 | 9,80 | 9,48 |
| 6 | 12,44 | 12,04 | 11,65 | 11,27 | 10,91 | 10,56 | 10,22 | 9,89 | 9,57 | 9,27 |
| 7 | 12,13 | 11,74 | 11,37 | 11,00 | 10,65 | 10,31 | 9,98 | 9,66 | 9,35 | 9,06 |
| 8 | 11,83 | 11,46 | 11,09 | 10,74 | 10,40 | 10,07 | 9,75 | 9,44 | 9,14 | 8,85 |
| 9 | 11,55 | 11,19 | 10,83 | 10,49 | 10,16 | 9,84 | 9,53 | 9,23 | 8,94 | 8,66 |
| 10 | 11,28 | 10,92 | 10,58 | 10,25 | 9,93 | 9,62 | 9,32 | 9,03 | 8,75 | 8,47 |
| 11 | 11,02 | 10,67 | 10,34 | 10,02 | 9,71 | 9,41 | 9,12 | 8,83 | 8,56 | 8,30 |
| 12 | 10,77 | 10,43 | 10,11 | 9,80 | 9,50 | 9,21 | 8,92 | 8,65 | 8,38 | 8,12 |
| 13 | 10,53 | 10,20 | 9,89 | 9,59 | 9,30 | 9,01 | 8,74 | 8,47 | 8,21 | 7,96 |
| 14 | 10,29 | 9,98 | 9,68 | 9,38 | 9,10 | 8,82 | 8,55 | 8,30 | 8,04 | 7,80 |
| 15 | 10,07 | 9,77 | 9,47 | 9,19 | 8,91 | 8,64 | 8,38 | 8,13 | 7,88 | 7,65 |
| 16 | 9,86 | 9,56 | 9,28 | 9,00 | 8,73 | 8,47 | 8,21 | 7,97 | 7,73 | 7,50 |
| 17 | 9,65 | 9,36 | 9,09 | 8,82 | 8,55 | 8,30 | 8,05 | 7,81 | 7,58 | 7,36 |
| 18 | 9,45 | 9,17 | 8,90 | 8,64 | 8,39 | 8,14 | 7,90 | 7,66 | 7,44 | 7,22 |
| 19 | 9,26 | 8,99 | 8,73 | 8,47 | 8,22 | 7,98 | 7,75 | 7,52 | 7,30 | 7,09 |
| 20 | 9,08 | 8,81 | 8,56 | 8,31 | 8,07 | 7,83 | 7,60 | 7,38 | 7,17 | 6,96 |
| 21 | 8,90 | 8,64 | 8,39 | 8,15 | 7,91 | 7,69 | 7,46 | 7,25 | 7,04 | 6,84 |
| 22 | 8,73 | 8,48 | 8,23 | 8,00 | 7,77 | 7,54 | 7,33 | 7,12 | 6,91 | 6,72 |
| 23 | 8,56 | 8,32 | 8,08 | 7,85 | 7,63 | 7,41 | 7,20 | 6,99 | 6,79 | 6,60 |
| 24 | 8,40 | 8,16 | 7,93 | 7,71 | 7,49 | 7,28 | 7,07 | 6,87 | 6,68 | 6,49 |
| 25 | 8,24 | 8,01 | 7,79 | 7,57 | 7,36 | 7,15 | 6,95 | 6,75 | 6,56 | 6,38 |
| 26 | 8,09 | 7,87 | 7,65 | 7,44 | 7,23 | 7,03 | 6,83 | 6,64 | 6,46 | 6,28 |
| 27 | 7,95 | 7,73 | 7,51 | 7,31 | 7,10 | 6,91 | 6,72 | 6,53 | 6,35 | 6,17 |
| 28 | 7,81 | 7,59 | 7,38 | 7,18 | 6,98 | 6,79 | 6,61 | 6,42 | 6,25 | 6,08 |
| 29 | 7,67 | 7,46 | 7,26 | 7,06 | 6,87 | 6,68 | 6,50 | 6,32 | 6,15 | 5,98 |
| 30 | 7,54 | 7,33 | 7,14 | 6,94 | 6,75 | 6,57 | 6,39 | 6,22 | 6,05 | 5,89 |
| 31 | 7,41 | 7,21 | 7,02 | 6,83 | 6,65 | 6,47 | 6,29 | 6,12 | 5,96 | 5,80 |
| 32 | 7,29 | 7,09 | 6,90 | 6,72 | 6,54 | 6,36 | 6,19 | 6,03 | 5,87 | 5,71 |
| 33 | 7,17 | 6,98 | 6,79 | 6,61 | 6,44 | 6,26 | 6,10 | 5,94 | 5,78 | 5,63 |
| 34 | 7,05 | 6,86 | 6,68 | 6,51 | 6,33 | 6,17 | 6,01 | 5,85 | 5,69 | 5,54 |
| 35 | 6,93 | 6,75 | 6,58 | 6,40 | 6,24 | 6,07 | 5,92 | 5,76 | 5,61 | 5,46 |
| 36 | 6,82 | 6,65 | 6,47 | 6,31 | 6,14 | 5,98 | 5,83 | 5,68 | 5,53 | 5,39 |
| 37 | 6,72 | 6,54 | 6,37 | 6,21 | 6,05 | 5,89 | 5,74 | 5,59 | 5,45 | 5,31 |
| 38 | 6,61 | 6,44 | 6,28 | 6,12 | 5,96 | 5,81 | 5,66 | 5,51 | 5,37 | 5,24 |
| 39 | 6,51 | 6,34 | 6,18 | 6,03 | 5,87 | 5,72 | 5,58 | 5,44 | 5,30 | 5,16 |
| 40 | 6,41 | 6,25 | 6,09 | 5,94 | 5,79 | 5,64 | 5,50 | 5,36 | 5,22 | 5,09 |

BCU CLUJ CENTRALA UNIVERSITARA LIBRARY

**Anexa 8.** Solubilitatea oxigenului în apă (în mg/l) în funcție de presiunea barometrică (după Weiss, 1970).

| Temp. (°C) | Presiunea barometrică (mm col. Hg) | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | 735 | 740 | 745 | 750 | 755 | 760 | 765 | 770 | 775 | 780 |
| 0 | 14,12 | 14,22 | 14,31 | 14,41 | 14,51 | 14,60 | 14,70 | 14,80 | 14,89 | 14,99 |
| 1 | 13,73 | 13,82 | 13,92 | 14,01 | 14,10 | 14,20 | 14,29 | 14,39 | 14,48 | 14,57 |
| 2 | 13,36 | 13,45 | 13,54 | 13,63 | 13,72 | 13,81 | 13,90 | 14,00 | 14,09 | 14,18 |
| 3 | 13,00 | 13,09 | 13,18 | 13,27 | 13,36 | 13,45 | 13,53 | 13,62 | 13,71 | 13,80 |
| 4 | 12,66 | 12,75 | 12,83 | 12,92 | 13,01 | 13,09 | 13,18 | 13,27 | 13,35 | 13,44 |
| 5 | 12,33 | 12,42 | 12,50 | 12,59 | 12,67 | 12,76 | 12,84 | 12,93 | 13,01 | 13,10 |
| 6 | 12,02 | 12,11 | 12,19 | 12,27 | 12,35 | 12,44 | 12,52 | 12,60 | 12,68 | 12,77 |
| 7 | 11,72 | 11,80 | 11,89 | 11,97 | 12,05 | 12,13 | 12,21 | 12,29 | 12,37 | 12,45 |
| 8 | 11,44 | 11,52 | 11,60 | 11,67 | 11,75 | 11,83 | 11,91 | 11,99 | 12,07 | 12,15 |
| 9 | 11,16 | 11,24 | 11,32 | 11,40 | 11,47 | 11,55 | 11,63 | 10,70 | 11,78 | 11,86 |
| 10 | 10,90 | 10,98 | 11,05 | 11,13 | 11,20 | 11,28 | 11,35 | 11,43 | 11,50 | 11,58 |
| 11 | 10,65 | 10,72 | 10,80 | 10,87 | 10,94 | 11,02 | 11,09 | 11,16 | 11,24 | 11,31 |
| 12 | 10,41 | 10,48 | 10,55 | 10,62 | 10,69 | 10,77 | 10,84 | 10,91 | 10,98 | 11,05 |
| 13 | 10,17 | 10,24 | 10,31 | 10,38 | 10,46 | 10,53 | 10,60 | 10,67 | 10,74 | 10,81 |
| 14 | 9,95 | 10,02 | 10,09 | 10,16 | 10,23 | 10,29 | 10,36 | 10,43 | 10,50 | 10,57 |
| 15 | 9,73 | 9,80 | 9,87 | 9,94 | 10,00 | 10,07 | 10,14 | 10,21 | 10,27 | 10,34 |
| 16 | 9,53 | 9,59 | 9,66 | 9,73 | 9,79 | 9,86 | 9,92 | 9,99 | 10,06 | 10,12 |
| 17 | 9,33 | 9,39 | 9,46 | 9,52 | 9,59 | 9,65 | 9,72 | 9,78 | 9,85 | 9,91 |
| 18 | 9,14 | 9,20 | 9,26 | 9,33 | 9,39 | 9,45 | 9,52 | 9,58 | 9,64 | 9,71 |
| 19 | 8,95 | 9,01 | 9,07 | 9,14 | 9,20 | 9,26 | 9,32 | 9,39 | 9,45 | 9,51 |
| 20 | 8,77 | 8,83 | 8,89 | 8,95 | 9,02 | 9,08 | 9,14 | 9,20 | 9,26 | 9,32 |
| 21 | 8,60 | 8,66 | 8,72 | 8,78 | 8,84 | 8,90 | 8,96 | 9,02 | 9,08 | 9,14 |
| 22 | 8,43 | 8,49 | 8,55 | 8,61 | 8,67 | 8,73 | 8,79 | 8,84 | 8,90 | 8,96 |
| 23 | 8,27 | 8,33 | 8,39 | 8,44 | 8,50 | 8,56 | 8,62 | 8,68 | 8,73 | 8,79 |
| 24 | 8,11 | 8,17 | 8,23 | 8,29 | 8,34 | 8,40 | 8,46 | 8,51 | 8,57 | 8,63 |
| 25 | 7,96 | 8,02 | 8,08 | 8,13 | 8,19 | 8,24 | 8,30 | 8,36 | 8,41 | 8,47 |
| 26 | 7,82 | 7,87 | 7,93 | 7,98 | 8,04 | 8,09 | 8,15 | 8,20 | 8,26 | 8,31 |
| 27 | 7,68 | 7,73 | 7,79 | 7,84 | 7,89 | 7,95 | 8,00 | 8,06 | 8,11 | 8,17 |
| 28 | 7,54 | 7,59 | 7,65 | 7,70 | 7,75 | 7,81 | 7,86 | 7,91 | 7,97 | 8,02 |
| 29 | 7,41 | 7,46 | 7,51 | 7,57 | 7,62 | 7,67 | 7,72 | 7,78 | 7,83 | 7,88 |
| 30 | 7,28 | 7,33 | 7,38 | 7,44 | 7,49 | 7,54 | 7,59 | 7,64 | 7,69 | 7,75 |
| 31 | 7,16 | 7,21 | 7,26 | 7,31 | 7,36 | 7,41 | 7,46 | 7,51 | 7,56 | 7,62 |
| 32 | 7,04 | 7,09 | 7,14 | 7,19 | 7,24 | 7,29 | 7,34 | 7,39 | 7,44 | 7,49 |
| 33 | 6,92 | 6,97 | 7,02 | 7,07 | 7,12 | 7,17 | 7,22 | 7,27 | 7,31 | 7,36 |
| 34 | 6,80 | 6,85 | 6,90 | 6,95 | 7,00 | 7,05 | 7,10 | 7,15 | 7,20 | 7,24 |
| 35 | 6,69 | 6,74 | 6,79 | 6,84 | 6,89 | 6,93 | 6,98 | 7,03 | 7,08 | 7,13 |
| 36 | 6,59 | 6,63 | 6,68 | 6,73 | 6,78 | 6,82 | 6,87 | 6,92 | 6,97 | 7,01 |
| 37 | 6,48 | 6,53 | 6,57 | 6,62 | 6,67 | 6,72 | 6,76 | 6,81 | 6,86 | 6,90 |
| 38 | 6,38 | 6,43 | 6,47 | 6,52 | 6,56 | 6,61 | 6,66 | 6,70 | 6,75 | 6,80 |
| 39 | 6,28 | 6,33 | 6,37 | 6,42 | 6,46 | 6,51 | 6,56 | 6,60 | 6,65 | 6,69 |
| 40 | 6,18 | 6,23 | 6,27 | 6,32 | 6,36 | 6,41 | 6,46 | 6,50 | 6,55 | 6,59 |

**Anexa 9.** Model de fişă pentru recoltarea probelor de fitoplancton.

| **Codul de identificare a probei:** | |
|---|---|
| Denumirea bazinului hidrografic: | |
| Tipul de apă (râu, lac, baltă etc.): | |
| Denumirea râului/lacului: | |
| Denumirea punctului de recoltare: | |
| Coordonatele geografice (GPS/UTM): | lat. N; long. E |
| Numele colectorului/colectorilor: | |
| Data prelevării (zz-ll-aa): | |
| Perioada zilei (ora la care a început şi la care s-a încheiat recoltarea): | |
| Adâncimea de la care provine proba (m): | |
| Felul probei (calitativă/cantitativă): | |
| Volumul de apă prelevat (l): | |
| Volumul probei concentrate (ml): | |
| Metoda de conservare: | |
| Scopul urmărit (monitoring, supraveghere biologică, proiect de cercetare etc.): | |
| **Caracteristicile biotopului:** | |
| Nivelul apei (mediu, scăzut, crescut): | |
| Starea vremii: | |
| Adâncimea medie (m): | |
| Adâncimea maximă (m): | |
| Temperatura aerului (°C): | |
| Temperatura apei (°C): | |
| Culoarea apei: | |
| Transparenţa apei (cm): | |
| Oxigen dizolvat (mg/l): | |
| *p*H: | |
| Dimensiunea lamelei de sticlă: | |
| **Alte observaţii:** | |
| | |

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 10.** Model de fişă pentru analiza fitoplanctonului.

| Nr. crt. | Specia | Exemplare numărate în preparat (a) | Densitatea numerică (ex./l) | Volum celular specific ($\mu m^3$) | Biomasa (mg/l) |
|---|---|---|---|---|---|
| 1. | | | | | |
| 2. | | | | | |
| 3. | | | | | |
| 4. | | | | | |
| 5. | | | | | |
| 6. | | | | | |
| 7. | | | | | |
| 8. | | | | | |
| 9. | | | | | |
| 10. | | | | | |
| 11. | | | | | |
| 12. | | | | | |
| 13. | | | | | |
| 14. | | | | | |
| 15. | | | | | |
| 16. | | | | | |
| 17. | | | | | |
| 18. | | | | | |
| 19. | | | | | |
| 20. | | | | | |
| 21. | | | | | |
| 22. | | | | | |
| 23. | | | | | |
| 24. | | | | | |
| 25. | | | | | |
| 26. | | | | | |
| ... | | | | | |
| ... | | | | | |
| ... | | | | | |
| Total: | | | | | |

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** Dimensiunile volumetrice medii ale speciilor de alge fitoplanctonice din apele interioare ale României (după Oltean & Cărăuş, 1982; Pricope *et al.*, 2007).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| **CYANOBACTERIA** | |
| *Anabaena affinis* | 80.000/mm linear |
| *Anabaena circinalis* | 10.000/mm linear |
| *Anabaena constricta* | 20.000/mm linear |
| *Anabaena contorta* | 50.000/mm linear |
| *Anabaena flos-aquae* | 30.000/mm linear |
| *Anabaena hassalii* | 113.000/mm linear |
| *Anabaena lemmermanii* | 50.000/mm linear |
| *Anabaena sheremetievi* | 50.000/mm linear |
| *Anabaena spiroides* | 50.000/mm linear |
| *Anabaena spiroides* var. *crasa* | 113.000/mm linear |
| *Anabaena variabilis* | 28.000/mm linear |
| *Aphanizomenon flos-aquae* | 50.000/mm linear |
| *Borziatria* sp. | 3.000/mm |
| *Chroococcus dispersus* | 250/celulă |
| *Chroococcus giganteus* | 270/celulă |
| *Chroococcus minutus* | 500/colonie |
| *Chroococcus turgidus* | 4.200/colonie |
| *Cilindrospermum stagnale* | 78.500/mm linear |
| *Dactylococcopsis acicularis* | 100/celulă |
| *Dactylococcopsis irregularis* | 100/celulă |
| *Dactylococcopsis rafidioides* | 60/celulă |
| *Gloeocapsa* sp. | se măsoară |
| *Gomphosphaeria aponina* | 2.000/colonie |
| *Gomphosphaeria irregularis* | 2.000/colonie |
| *Lyngbya aeruginea* | 38.500/mm |
| *Lyngbya contorta* | 20.000/mm |
| *Lyngbya limnetica* | 12.500/mm |
| *Lyngbya major* | 113.000/mm |
| *Lyngbya martensiana* | 50.000/mm |
| *Merismopedia glauca* | 600/colonie |
| *Merismopedia punctata* | 300/colonie |
| *Microcystis aeruginosa* | 1.600/colonie medie |
| *Oscillatoria agardhii* | 20.000/mm linear |
| *Oscillatoria amphibia* | 28.000/mm linear |
| *Oscillatoria chalgbea* | 7.000/mm linear |
| *Oscillatoria fragilis* | 12.500/mm linear |
| *Oscillatoria limnetica* | 2.300/mm linear |
| *Oscillatoria limosa* | 50.000/mm linear |
| *Oscillatoria minima* | 12.500/mm linear |
| *Oscillatoria planctonica* | 2.300/mm linear |

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Oscillatoria rubescens* | 30.000/mm linear |
| *Oscillatoria tenuis* | 20.000/mm linear |
| *Oscillatoria tenuissima* | 12.500/mm linear |
| *Oscillatoria* sp. | 15.000/mm linear |
| *Phormidium luridum* | 12.500/mm linear |
| *Phormidium* sp. | 10.000/mm/linear |
| *Phormidium molle* | 12.500/mm |
| *Phormidium tenue* | 28.500/mm |
| *Rhabdoderma lineare* | 500/colonie |
| *Romerioa elegans* | 50/celulă |
| *Spirulina jeneri* | 12.500/mm |
| *Spirulina major* | 12.500/mm |
| *Synechococcus aeruginosa* | se măsoară |
| *Synechocystis* sp. | 350/colonie |
| **EUGLENOPHYCEAE** | |
| *Colacium simplex* | 2.100/individ |
| *Euglena acuminatus* | 3.300 |
| *Euglena acus* | 7.500 |
| *Euglena caudata* | 11.500 |
| *Euglena clavata* | 5.000 |
| *Euglena deses* | 45.000 |
| *Euglena ehrenbergii* | 85.000 |
| *Euglena elastica* | 5.000 |
| *Euglena geniculata* | 10.000 |
| *Euglena gigas* | 6.400 |
| *Euglena gracilis* | 3.800 |
| *Euglena intermedia* | 86.000 |
| *Euglena longicauda* | 24.000 |
| *Euglena oxyuris* | 26.000 |
| *Euglena oxyuris* var. *minor* | 26.000 |
| *Euglena ovum* | 8.500 |
| *Euglena polymorpha* | 16.500 |
| *Euglena rostrata* | 4.300 |
| *Euglena tripteris* | 10.800 |
| *Euglena turberculata* | 4.600 |
| *Euglena viridis* | 4.700 |
| *Euglena* sp. | 7.500 |
| *Leptocinclis caudata* | 11.500 |
| *Leptocinclis ovum* | 8.500 |
| *Menoidium pellucidum* | 7.000 |
| *Monomorphyna pyrum* | 3.700 |

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Petalomonas* sp. | 250 |
| *Phacus acuminatus* | 3.300 |
| *Phacus caudatum* | 700 |
| *Phacus curvicauda* | 7.500 |
| *Phacus longicauda* | 24.000 |
| *Phacus pleutonectes* | 4.300 |
| *Phacus pyrum* | 3.700 |
| *Phacus tryphanum* | 3.800 |
| *Strombomonas verrucosa* | 24.000 |
| *Trachelomonas caudata* | 40.000 |
| *Trachelomonas cilindrica* | 3.600 |
| *Trachelomonas hispida* | 7.200 |
| *Trachelomonas incerta* | 4.100 |
| *Trachelomonas globularis* | 25.000 |
| *Trachelomonas oblonga* | 1.200 |
| *Trachelomonas rasumovskoensis* | 4.200 |
| *Trachelomonas scabra* | 4.300 |
| *Trachelomonas varians* | 900 |
| *Trachelomonas verrucosa* | 4.000 |
| *Trachelomonas volvocina* | 1.800 |
| **DINOPHYCEAE** | |
| *Ceratium hirundinella* | 50.000/individ |
| *Chroomonas acuta* | 250 |
| *Chroomonas breviciliata* | 250 |
| *Chroomonas caudata* | 100 |
| *Chroomonas kilomonas* | 300 |
| *Chroomonas nordstedtii* | 133 |
| *Chroomonas* sp. | 250 |
| *Cryptomonas erosa* | 3.000 |
| *Cryptomonas gracilis* | 650 |
| *Cryptomomas marssonii* | 2.750 |
| *Cryptomonas ovata* | 1.850 |
| *Cryptomonas reflexa* | 2.000 |
| *Diplopsalis scuta* | 33.000 |
| *Glenodinium gymnodinium* | 26.500 |
| *Glenodinium* sp. | 20.000 |
| *Gymnodinium aescavatum* | 14.000 |
| *Gymnodinium fuscum* | 5.200 |
| *Gymnodinium helveticum* | 36.000 |
| *Gymnodinium neglectum* | 35.000 |
| *Gymnodinium paradoxum* | 3.000 |

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Hemidinium nasutum* | 7.200 |
| *Peridinium aciculiferum* | 7.200 |
| *Peridinium cinctum* | 18.000 |
| *Peridinium gipes* | 40.000 |
| *Peridinium goslaviense* | 14.800 |
| *Peridinium parvulum* | 4.800 |
| *Peridinium penardiforme* | 6.400 |
| *Peridinium pigmaeum* | 2.500 |
| *Peridinium polonicum* | 13.000 |
| *Peridinium pussilum* | 20.500 |
| *Peridinium quadridens* | 1.600 |
| **CHRYSOPHYCEAE** | |
| *Antophysa steinii* | 200/individ |
| *Aulomonas purdyi* | 220/individ |
| *Bicoeca cylindrica* | 100 |
| *Bicoeca multiannulata* | 200 |
| *Chromulina* sp. | 150/individ |
| *Dinobryon divergens* | 800 |
| *Dinobryon sertularia* | 350/celulă |
| *Dinobgryon sociale* | 350/celulă |
| *Kephyrion* sp. | 50 |
| *Mallomonas akrokomos* | 405/individ |
| *Stelexomonas dichotoma* | 430 |
| *Synura uvella* | 65.000 |
| *Uroglena* sp. | 100.000 |
| **XANTHOPHYCEAE** | |
| *Centritractus belonoforus* | 1.300 |
| *Ophiocytium capitatum* | 1.000 |
| *Ophiocytium parvum* | 300 |
| **BACILLARIOPHYCEAE** | |
| *Achnanthes cleveii* | 200 |
| *Achnanthes delicatula* | 400 |
| *Achnanthes exilis* | 360 |
| *Achnanthes hungarica* | 800 |
| *Achnanthes inflata* | 850 |
| *Achnanthes lanceolata* | 1.000 |
| *Achnantes microcephala* | 150 |
| *Achnanthes minutissima* | 320 |
| *Achnanthes* sp. | 150 |

BCU IASI - CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Amphora ovalis* | 12.000 |
| *Anomoeoneis sphaerophora* | 10.000 |
| *Asterionella formosa* | 700 |
| *Asterionella gracillima* | 600 |
| *Attheya zachariasi* | 8.000 |
| *Caloneis amphisbaena* | 2.200 |
| *Caloneis bacillum* | 1.900 |
| *Caloneis schumaniana* | 5.700 |
| *Caloneis silicula* | 4.500 |
| *Ceratoneis arcus* | 1.600 |
| *Cocconeis pediculus* | 2.500 |
| *Cocconeis placentula* | 1.500 |
| *Cyclotella chaetoceras* | 5.000 |
| *Cyclotella comta* | 4.000 |
| *Cyclotella kützingiana* | 450 |
| *Cyclotella meneghiniana* | 800 |
| *Cyclotella operculata* | 200 |
| *Cyclotella steligera* | 2.800 |
| *Cyclotella* sp. | 4.000 |
| *Cymatopleura elliptica* | 60.000 |
| *Cymatopleura solea* | 40.000 |
| *Cymbella aspera* | 1.000 |
| *Cymbella affinis* | 4.000 |
| *Cymbella cistula* | 1.000 |
| *Cymbella cuspidata* | 2.000 |
| *Cymbella cymbiformis* | 5.000 |
| *Cymbella ehrenbergii* | 12.000 |
| *Cymbella lanceolata* | 1.000 |
| *Cymbella parva* | 5.000 |
| *Cymbella prostrata* | 2.000 |
| *Cymbella tumida* | 350 |
| *Cymbella turgida* | 4.000 |
| *Cymbella ventricosa* | 300 |
| *Diatoma denticula tenuis* | 2.800 |
| *Diatoma elongatum* | 1.800 |
| *Diatoma hiemale* | 1.200 |
| *Diatoma hiemale* var. *mesodon* | 2.400 |
| *Diatoma vulgare* | 3.800 |
| *Diatoma vulgare* var. *linearis* | 3.800 |
| *Diploneis didyma* | 7.200 |
| *Diploneis ovalis* | 9.200 |
| *Epithemia intermedia* | 4.500 |

BCU IAȘI - CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Epithemia sorex* | 6.500 |
| *Epithemia turgida* | 7.200 |
| *Epithemia zebra* | 700 |
| *Eunotia arcus* | 1.000 |
| *Eunotia lunaris* | 1.800 |
| *Eunotia pectinalis* | 8.000 |
| *Eunotia pectinalis* var. *minor* | 1.800 |
| *Eunotia triodon* | 2.300 |
| *Fragilaria capucina* | 100.000/mm |
| *Fragilaria construens* | 80.000/mm linear |
| *Fragilaria crotonensis* | 1.275/individ |
| *Frustulia rhomboides* | 8.000 |
| *Frustulia vulgaris* | 4.300 |
| *Gomphonema acuminatum* | 1.200 |
| *Gomphonema angustatum* | 2.000 |
| *Gomphonema constrictum* | 1.300 |
| *Gomphonema olivaceum* | 5.000 |
| *Gomphonema ventricosum* | 2.000 |
| *Gyrosigma acuminatum* | 20.000 |
| *Gyrosigma kützingii* | 6.400 |
| *Gyrosigma scalproides* | 3.000 |
| *Hantzschia amphioxys* | 11.000 |
| *Mastogloea braunii* | 13.000 |
| *Mastogloea eliptica* | 2.000 |
| *Mastogloea smithii* var. *lacustris* | 4.200 |
| *Melosira ambigua* | 300.000 |
| *Melosira angustissima* | 50.000 |
| *Melosira binderana* | 113.000 |
| *Melosira granulata* | 100.000 |
| *Melosira italica* | 50.000 |
| *Melosira rossciana* | 315.000 |
| *Melosira varians* | 110.000 |
| *Meridion circulare* | 1.600 |
| *Navicula anglica* | 3.000 |
| *Navicula bacillum* | 2.000 |
| *Navicula cryptocephala* | 5.000 |
| *Navicula dicephala* | 4.300 |
| *Neidium dubium* | 10.000 |
| *Navicula gastrum* | 3.200 |
| *Navicula gracilis* | 1.500 |
| *Navicula hungarica* | 1.700 |
| *Navicula lanceolata* | 900 |

B.C.U. "M. EMINESCU" IASI

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Navicula microcephala* | 650 |
| *Navicula minuscula* | 700 |
| *Navicula mutica* | 1.400 |
| *Navicula oblonga* | 10.000 |
| *Navicula pigmaea* | 1.300 |
| *Navicula placenta* | 1.000 |
| *Navicula pupula* | 860 |
| *Navicula radiosa* | 2.800 |
| *Navicula rhyncocephala* | 750 |
| *Navicula subtilissima* | 400 |
| *Navicula tuscula* | 800 |
| *Navicula viridula* | 3.600 |
| *Navicula* sp. | 750 |
| *Neidium affine* | 400 |
| *Neidium* sp. | 400 |
| *Nitzschia acicularis* | 1.600 |
| *Nitzschia actinastroides* | 3.000 |
| *Nitzschia angustata* | 1.000 |
| *Nitzschia apiculata* | 1.000 |
| *Nitzschia dubia* | 24.000 |
| *Nitzschia epithemoides* | 600 |
| *Nitzschia filiformis* | 1.000 |
| *Nitzschia gracilis* | 1.300 |
| *Nitzchia hungarica* | 2.600 |
| *Nitzschia linearis* | 9.000 |
| *Nitzschia lorenziana* | 1.600 |
| *Nitzschia lorenziana* var. *subtilis* | 1.000 |
| *Nitzschia microcephala* | 2.000 |
| *Nitzschia palea* | 300 |
| *Nitzschia recta* | 5.000 |
| *Nitzschia romana* | 1.000 |
| *Nitzschia sigmoidea* | 10.000 |
| *Nitzschia spectabilis* | 15.000 |
| *Nitzschia triblionella* | 3.500 |
| *Nitzschia triblionella* var. *levidensis* | 2.500 |
| *Nitzschia vermicularis* | 4.800 |
| *Nitzchia* sp. | 1.000 |
| *Pinnularia apendiculata* | 11.000 |
| *Pinnularia gilba* | 8.600 |
| *Pinnularia gracillima* | 8.200 |
| *Pinnularia interrupta* | 3.500 |
| *Pinnularia nobilis* | 64.000 |

BCU IASI - CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Pinnularia subcapitata* | 1.200 |
| *Pinnularia viridis* | 16.000 |
| *Rhizosolenia eriensis* | 3.000 |
| *Rhizosolenia longiseta* | 1.450 |
| *Rhoicosphenia curvata* | 450 |
| *Rhopalodia gibba* | 5.000 |
| *Rhopalodia paralela* | 45.000 |
| *Stauroneis ancept* | 9.000 |
| *Stauroneis phoenicentron* | 30.000 |
| *Stephanodiscus astrea* | 4.000 |
| *Stephanodiscus hantzschii* | 800 |
| *Surirella biseriata* | 150.000 |
| *Surirella gracilis* | 800.000 |
| *Surirella linearis* | 60.000 |
| *Surirella ovata* | 40.000 |
| *Synedra acus* | 200 |
| *Synedra acus* var. *angustissima* | 300 |
| *Synedra acus* var. *radians* | 200 |
| *Synedra capitata* | 13.000 |
| *Synedra nana* | 1.000 |
| *Synedra tabulata* | 8.000 |
| *Synedra ulna* var. *alqualis* | 3.800 |
| *Synedra ulna* var. *danica* | 250 |
| *Tabellaria fenestrata* | 3.000 |
| *Tabellaria flocculosa* | 5.200 |
| **CHLOROPHYCEAE** | |
| *Acanthosphaera sacchariasi* | 3.000 |
| *Actinastrum hantzschii* | 700/celulă |
| *Ankistrodesmus bibraianus* | 250 |
| *Ankistrodesmus falcatus* | 300 |
| *Ankistrodesmus spiralis* | 300 |
| *Ankistrodesmus setigerus* | 500 |
| *Ankistrodesmus braunii* | 300 |
| *Arthrodesmus inkus* | 1.000 |
| *Asterococcus superbus* | 3.000 |
| *Carteria* sp. | 200 |
| *Chlamydomonas* sp. | 400 |
| *Chlorella vulgaris* | 100 |
| *Chlorella* sp. | 20 |
| *Chlorosphaera angulosa* | 1.000 |
| *Chodatella longiseta* | 50 |

BCU IAȘI - CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Chodatella quadriseta* | 40 |
| *Closterium acerosum* | 20.000 |
| *Closterium aciculare* | 4.000 |
| *Closterium acuminatum* | 1.000 |
| *Closterium acutum* | 1.000 |
| *Closterium ceratium* | 1.000 |
| *Closterium cornu* | 2.000 |
| *Closterium dianae* | 1.000 |
| *Closterium gracile* | 1.700 |
| *Closterium kützingii* | 1.000 |
| *Closterium lanceolatum* | 10.000 |
| *Closterium microsporum* | 3.000 |
| *Closterium parvulum* | 2.300 |
| *Closterium peracerosum* | 350 |
| *Closterium pronum* | 300 |
| *Closterium setaceum* | 3.200 |
| *Closterium venus* | 8.200 |
| *Coelastrum microporum* | 3.000/cenobiu |
| *Coelastrum sphaericum* | 2.000 |
| *Cosmarium abruptum* | 3.000 |
| *Cosmarium botrytis* | 22.500 |
| *Cosmarium cuccumis* | 8.200 |
| *Cosmarium depressum* | 2.700 |
| *Cosmarium faseolus* | 4.100 |
| *Cosmarium globosum* | 9.000 |
| *Cosmarium granatum* | 34.000 |
| *Cosmarium laeva* | 7.000 |
| *Cosmarium rectangulare* | 5.000 |
| *Cosmarium reniforme* | 30.000 |
| *Cosmarium speciosum* | 8.500 |
| *Cosmarium tumidum* | 3.800 |
| *Cosmarium undulatum* | 11.000 |
| *Cosmarium venustum* | 20.000 |
| *Cosmarium* sp. | 4.000 |
| *Crucigenia cruciata* | 3.000 |
| *Crucigenia emarginata* | 850 |
| *Crucigenia fenestrata* | 2.000 |
| *Crucigenia pulchra* | 2.500 |
| *Crucigenia rectangularis* | 1.700 |
| *Crucigenia quadrata* | 3.000 |
| *Crucigenia tetrapedia* | 2.000 |
| *Crucigenia triangularis* | 3.500 |

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Desmidium aptogonum* | 113.000/mm |
| *Desmidium quadratum* | 145.000/mm |
| *Desmidium schwartzii* | 113.000/mm |
| *Dictyosphaerium* sp. | se măsoară |
| *Elakatothrix gelatinosa* | 3.000 |
| *Eudorina* sp. | 180.000/cenobiu |
| *Francea ovalis* | 500 |
| *Gloeococcus schroeteri* | 5.000 |
| *Gloeocystis planctonica* | 3.000/colonie |
| *Golenkinia radiata* | 500 |
| *Gonatozygon brebisoni* | 4.000 |
| *Gonatozygon monotaenium* | 9.000/celulă |
| *Gonium* sp. | 11.000/cenobiu |
| *Haematococcus* sp. | 7.200 |
| *Hyaloraphidium contortum* | 250 |
| *Kirchneriella* sp. | 850 |
| *Koliella longiseta* | 650 |
| *Koliella planctonica* | 100 |
| *Lagerheimia geneviensis* | 125 |
| *Micrasterias apiculata* | 78.000 |
| *Micractinium* sp. | 135 |
| *Monoraphidium contortum* | 250 |
| *Nephrochlamis* sp. | 210 |
| *Oocystis elliptica* | 13.000 |
| *Oocystis lacustris* | 200 |
| *Oocystis marssonii* | 400 |
| *Oocystis naegeli* | 14.000 |
| *Oocystis parva* | 200 |
| *Oocystis socialis* | 4.200 |
| *Oocystis solitaria* | 5.500 |
| *Pandorina morum* | 50.000/colonie |
| *Pediastrum biradiatum* var. *longicornutum* | 500 |
| *Pediastrum boryanum* | 8.000/cenobiu |
| *Pediastrum duplex* | 8.000/cenobiu |
| *Pediastrum simplex* | 4.000/cenobiu |
| *Pediastrum tetras* | 1.500 |
| *Penium libellula* | 6.800 |
| *Penium minutum* | 18.000 |
| *Pleurotaenium ehrenbergii* | 12.500 |
| *Pteromonas aculeata* | 6.400 |
| *Richteliella botryoides* | 4.200 |
| *Scenedesmus acuminatus* | 2.500/cenobiu |

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 11.** (continuare).

| Taxonul | Biovolum ($\mu m^3$) |
|---|---|
| *Scenedesmus acutus* | 1.000/cenobiu |
| *Scenedesmus arcuatus* | 2.000/cenobiu |
| *Scenedesmus armatus* | 1.400/cenobiu |
| *Scenedesmus armatus* var. *bicaudatus* | 600/cenobiu |
| *Scenedesmus bicaudatus* | 750/cenobiu |
| *Scenedesmus ecornis* | 300/cenobiu |
| *Scenedesmus granulatus* | 2.700/cenobiu |
| *Scenedesmus intermedius* | 2.000/cenobiu |
| *Scenedesmus opoliensis* | 3.000/cenobiu |
| *Scenedesmus quadricauda* | 1.000/cenobiu |
| *Scenedesmus quadricauda* f. *maximus* | 1.600/cenobiu |
| *Scenedesmus spinosus* | 1.500/cenobiu |
| *Schroederia setigera* | 125 |
| *Schroderiella* sp. | 125 |
| *Selenastrum gracile* | 130/celulă |
| *Selenastrum minutum* | 50/celulă |
| *Sphaerozoma excavatum* | 200.000/mm |
| *Sphaerozona vertebratum* | 600.000 |
| *Staurastrum dejectum* | 2.850 |
| *Tetraedron caudatum* | 250/cenobiu |
| *Tetraedron minimum* | 325/cenobiu |
| *Tetraedron regulare* | 200/cenobiu |
| *Tetraedron trigonum* | 240/cenobiu |
| *Tetrastrum elegans* | 250/cenobiu |
| *Tetrastrum glabrum* | 250/cenobiu |
| *Tetrastrum staurogeniaeforme* | 500/cenobiu |
| *Tetrastrum* sp. | 500/cenobiu |

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 12.** Model de fişă pentru prelevarea probelor de zooplancton.

| **Codul de identificare a probei:** | |
|---|---|
| Denumirea bazinului hidrografic: | |
| Tipul de apă (râu, lac, baltă etc.): | |
| Denumirea râului/lacului: | |
| Denumirea punctului de prelevare: | |
| Coordonatele geografice (GPS/UTM): | lat. N; long. E |
| Numele colectorului/colectorilor: | |
| Data prelevării (zz-ll-aa): | |
| Adâncimea de la care provine proba (m): | |
| Felul probei (calitativă/cantitativă): | |
| Tipul echipamentului utilizat: | |
| Dimensiunea ochiurilor fileului (mm): | |
| Durata tractării (ora la care a început şi la care s-a încheiat prelevarea): | |
| Volumul de apă filtrat ($m^3$): | |
| Metoda de conservare: | |
| Scopul urmărit (monitoring, supraveghere biologică, proiect de cercetare etc.): | |
| **Caracteristicile biotopului:** | |
| Nivelul apei (mediu, scăzut, crescut): | |
| Starea vremii: | |
| Adâncimea medie (m): | |
| Adâncimea maximă (m): | |
| Temperatura aerului (°C): | |
| Temperatura apei (°C): | |
| Culoarea apei: | |
| Transparenţa apei (cm): | |
| Oxigen dizolvat (mg/l): | |
| *p*H: | |
| **Alte observaţii:** | |
| | |

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 13.** Valori aproximative ale biovolumului şi biomasei uscate a principalelor specii de zooplancteri (după Nauwerck, 1963, din Dussart, 1966; Pricope *et al*, 2007).

| Taxonul/Specia | Volum specific ($\mu m^3$) | Greutate uscată ($\mu g$) |
|---|---|---|
| **PROTOZOA** | | – |
| Ciliate mici | 2500 | – |
| Ciliate mari | $5 \cdot 10^5$ | – |
| *Askenasia elegans* | 3000 | – |
| *Bursaria truncatella* | $3{,}5 \cdot 10^7$ | – |
| *Dileptus trachelioides* | $3 \cdot 10^6$ | – |
| *Epistylis rotans* | 300 | – |
| *Halteria grandinella* | 3000 | – |
| *Prorodon ovum* | $10^5$ | – |
| *Strombidium* sp. | $5{,}5 \cdot 10^4$ | – |
| *Tintinnidium fluviatile* | $5 \cdot 10^4$ | – |
| *Tintinnopsis lacustris* | $5 \cdot 10^4$ | – |
| *Trachelius ovum* | $5 \cdot 10^6$ | – |
| *Trichodina pediculus* | 5000 | – |
| **ROTIFERA** | | |
| *Argonotholca foliacea* | $2 \cdot 10^5$ | – |
| *Ascomorpha saltans* | $3 \cdot 10^5$ | – |
| *Asplanchna priodonta* | $3 \cdot 10^7$-$3 \cdot 10^8$ | – |
| *Asplanchna* sp. (mici) | $1{,}05 \cdot 10^7$ | 0,525 |
| *Asplanchna* sp. (mici) | $3 \cdot 10^7$ | 1,500 |
| *Brachionus angularis* | $4{,}3 \cdot 10^5$ | 0,035 |
| *Brachionus calyciflorus* (mici) | $4 \cdot 10^5$ | 0,032 |
| *Brachionus calyciflorus* (medii) | $2{,}1 \cdot 10^6$ | 0,168 |
| *Brachionus calyciflorus* (mari) | $6 \cdot 10^6$ | 0,480 |
| *Brachionus plicatilis* | $6 \cdot 10^5$ | 0,0015 |
| *Brachionus diversicornis* | $3 \cdot 10^6$ | 0,300 |
| *Brachionus quadridentatus* (mici) | $1 \cdot 10^6$ | 0,080 |
| *Brachionus quadridentatus* (medii) | $2 \cdot 10^6$ | 0,160 |
| *Brachionus quadridentatus* (mari) | $5 \cdot 10^6$ | 0,400 |
| *Brachionus rubens* | $4 \cdot 10^6$ | 0,300 |
| *Brachionus urceolaris* (mici) | $3 \cdot 10^5$ | 0,024 |
| *Brachionus urceolaris* (medii) | $1 \cdot 10^6$ | 0,080 |
| *Brachionus urceolaris* (mari) | $4 \cdot 10^6$ | 0,400 |
| *Conochilus hippocrepis* | $6 \cdot 10^5$ | – |
| *Conochilus unicornis* | $4 \cdot 10^5$ | – |
| *Conochiloides natans* | $8 \cdot 10^5$ | – |
| *Collotheca libera* | $2{,}5 \cdot 10^5$ | – |
| *Collotheca mutabilis* | $2{,}5 \cdot 10^5$ | – |
| *Euchlanis dilatata* (medii) | $4 \cdot 10^5$ | 0,100 |
| *Filinia terminalis* (medii) | $10^5$ | 0,025 |
| *Gastropus stylifer* | $5{,}5 \cdot 10^5$ | – |
| *Hexarthra* sp. (medii) | $7 \cdot 10^5$ | 0,100 |
| *Kellicottia longispina* (medii) | $10^5$ | 0,020 |
| *Keratella cochlearis* (medii) | $2 \cdot 10^5$ | 0,022 |

**Anexa 13.** (continuare).

| Taxonul/Specia | Volum specific ($\mu m^3$) | Greutate uscată ($\mu g$) |
|---|---|---|
| *Keratella cochlearis* et f. *tecta* | $5 \cdot 10^4$ | 0,00020-0,00033 |
| *Keratella hiemalis* | $5 \cdot 10^4$ | – |
| *Keratella quadrata* | $10^5$ | 0,00034-0,00081 |
| *Keratella ticinensis* | $5 \cdot 10^4$ | – |
| *Keratella* sp. (medii) | $4 \cdot 10^5$ | 0,045 |
| *Notholca* sp. (mici) | $2,5 \cdot 10^5$ | 0,025 |
| *Notholca* sp. (medii) | $7 \cdot 10^5$ | 0,070 |
| *Notholca* sp. (mari) | $3 \cdot 10^6$ | 0,300 |
| *Polyarthra dolichoptera* | $6 \cdot 10^5$ | – |
| *Polyarthra major* | $10^6$ | – |
| *Polyarthra minor* | $5 \cdot 10^5$ | – |
| *Polyarthra remata* | $5 \cdot 10^5$ | – |
| *Polyarthra vulgaris* | $5,5 \cdot 10^5$ | 0,060 |
| *Polyarthra* sp. (medii) | $4 \cdot 10^5$ | 0,040 |
| *Pompholyx complanata* | $10^5$ | – |
| *Pompholyx sulcata* | $10^5$ | – |
| *Rotaria neptunia* | $10^6$ | 0,090 |
| *Synchaeta lakowitziana* | $10^6$ | – |
| *Synchaeta oblonga* | $10^6$ | – |
| *Synchaeta pectinata* | $2 \cdot 10^6$ | 0,250 |
| *Synchaeta truncata* | $10^6$ | – |
| *Synchaeta* sp. (medii) | $2 \cdot 10^6$ | 0,100 |
| *Trichocerca birostris* | $1,5 \cdot 10^5$ | – |
| *Trichocerca capucina* | $1,5 \cdot 10^5$ | – |
| *Trichocerca porcellus* | $1,2 \cdot 10^5$ | – |
| *Trichocerca pusilla* | $10^5$ | – |
| *Trichocerca rousseleti* | $10^5$ | – |
| *Trichocerca* sp. (mici) | $3 \cdot 10^5$ | 0,030 |
| *Trichocerca* sp. (medii) | $9 \cdot 10^5$ | 0,090 |
| *Trichocerca* sp. (mari) | $2,2 \cdot 10^6$ | 0,220 |
| *Trichosphaera* sp. (medii) | $2,5 \cdot 10^7$ | 0,,250 |
| *Trichotria pocillum* | $2 \cdot 10^5$ | – |
| **CLADOCERA** | | |
| *Alona affinis* | $7,5 \cdot 10^6$ | 0,75 |
| *Alona gutata* | $4 \cdot 10^6$ | 0,4 |
| *Alona* sp. | $4 \cdot 10^7$ | 4,0 |
| *Bosmina (Eubosmina) coregoni* (ouă embr.) | $1,8 \cdot 10^6$ | 0,22 |
| *Bosmina (Eubosmina) coregoni* (juvenili) | $6 \cdot 10^6$ | 0,6 |
| *Bosmina (Eubosmina) coregoni* (adulți) | $7 \cdot 10^7$ | (2,0-3,5) |
| *Bosmina (Bosmina) longirostris* (ouă embr.) | $1,2 \cdot 10^6$ | 0,145 |
| *Bosmina (Bosmina) longirostris* (juvenili) | $7 \cdot 10^6$ | 0,7 |
| *Bosmina (Bosmina) longirostris* (adulți) | $4 \cdot 10^7$-$10^8$ | (2,0-3,5) |
| *Bythotrephes longimanus* | $2,5 \cdot 10^9$ | – |
| *Ceriodaphnia pulchella* | $5 \cdot 10^7$ | 2,0-2,5 |
| *Ceriodaphnia quadrangula* | $5 \cdot 10^7$ | 2,0-2,5 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 13.** (continuare).

| Taxonul/Specia | Volum specific ($\mu m^3$) | Greutate uscată ($\mu g$) |
|---|---|---|
| *Ceriodaphnia quadrangula* v. *hamata* | $5 \cdot 10^7$ | 2,0-2,5 |
| *Ceriodaphnia reticulata* (juvenili) | $10^7$ | 1,0 |
| *Ceriodaphnia reticulata* (adulți) | $2,5 \cdot 10^7$ | 2,5 |
| *Chydorus sphaericus* (ouă embr.) | $2,7 \cdot 10^5$ | 0,033 |
| *Chydorus sphaericus* (juvenili) | $2,3 \cdot 10^6$ | 0,23 |
| *Chydorus sphaericus* (adulți) | $10^7$ | 1,0-12,5 |
| *Daphnia cucullata* (juvenili) | $2 \cdot 10^7$ | 0,2 |
| *Daphnia cucullata* (adulți) | $9 \cdot 10^7$ | 9,0 |
| *Daphnia galeata* (juvenili) | $3 \cdot 10^7$ | 0,3 |
| *Daphnia galeata* (adulți) | $10^8$ | 2,5-8,2 |
| *Daphnia hyalina* | $5 \cdot 10^7$-$10^8$ | 2,5-8,2 |
| *Daphnia longispina* (juvenili) | $2 \cdot 10^7$ | 0,2 |
| *Daphnia longispina* (adulți) | $5 \cdot 10^7$-$10^8$ | 2,5-8,2 |
| *Daphnia* sp. (ouă embr.) | $4,2 \cdot 10^6$ | 0,5 |
| *Daphnia* sp. (juvenili, 0,9-1,0 μm) | $3 \cdot 10^7$ | 3,0 |
| *Daphnia* sp. (adulți, 1,1-1,3 μm) | $6,5 \cdot 10^7$ | 6,5 |
| *Daphnia* sp. (adulți, 1,5-1,7 μm) | $2,3 \cdot 10^8$ | 23,0 |
| *Daphnia* sp. (adulți, 2,3-2,5 μm) | $6 \cdot 10^8$ | 60,0 |
| *Daphnia magna* (♀♀ adulte) | $1,42 \cdot 10^9$ | 142,0 |
| *Daphnia magna* (♂♂ adulți) | $2,6 \cdot 10^8$ | 26,0 |
| *Daphnia pulex* | $6,5 \cdot 10^8$ | 65,0 |
| *Diaphanosoma brachyurum* (ouă embr.) | $2 \cdot 10^6$ | 0,25 |
| *Diaphanosoma brachyurum* (juvenili) | $9 \cdot 10^6$ | 0,9 |
| *Diaphanosoma brachyurum* (♀♀ adulte) | $3,5 \cdot 10^7$ | 3,5 |
| *Diaphanosoma brachyurum* (♂♂ adulți) | $1,4 \cdot 10^7$ | 1,4 |
| *Evadne spinifera* | – | – |
| *Leptodora kindtii* (ouă embr.) | $4,2 \cdot 10^6$ | 0,5 |
| *Leptodora kindtii* (juvenili) | $10^8$ | 8,0 |
| *Leptodora kindtii* (♀♀ adulte) | $3 \cdot 10^9$ | 24,0 |
| *Leptodora kindtii* (♂♂ adulți) | $6,5 \cdot 10^7$ | 5,2 |
| *Leydigia leydigi* | $4,1 \cdot 10^7$ | 4,1 |
| *Moina micrura* (juvenili) | $4 \cdot 10^7$ | 4,0 |
| *Moina micrura* (adulți) | $7 \cdot 10^7$ | 7,0 |
| *Moina rectirostris* (juvenili) | $3,4 \cdot 10^7$ | 3,4 |
| *Moina rectirostris* (adulți) | $1,45 \cdot 10^8$ | 14,5 |
| *Moina* sp. (juvenili) | $3,5 \cdot 10^7$ | 3,5 |
| *Moina* sp. (adulți) | $7,5 \cdot 10^7$ | 7,5 |
| *Polyphemus pediculus* (♀♀ adulte) | $8,4 \cdot 10^7$ | 8,4 |
| *Sida cristalina* (juvenili) | $6 \cdot 10^7$ | 4,8 |
| *Sida cristalina* (♀♀ adulte) | $4,4 \cdot 10^8$ | 35,2 |
| *Sida cristalina* (♂♂ adulți) | $6,5 \cdot 10^7$ | 5,2 |
| **COPEPODA** | | |
| Nauplii mici de Cyclopide | $3 \cdot 10^6$ | 0,3 |
| Nauplii mari de Cyclopide | $1,5 \cdot 10^7$ | 1,5 |
| Copepodite mici de Cyclopide | $10^7$ | 2,5 |

**Anexa 13.** (continuare).

| Taxonul/Specia | Volum specific ($\mu m^3$) | Greutate uscată ($\mu g$) |
|---|---|---|
| Copepodite mari de Cyclopide | $2 \cdot 10^8$ | 11,8 |
| Copepodite mici de Calanoide | $4 \cdot 10^7$ | – |
| Copepodite mari de Calanoide | $4 \cdot 10^8$ | 5,0-7,3 |
| *Acanthocyclops vernalis* (copepodit II) | $8 \cdot 10^6$ | 0,8 |
| *Acanthocyclops vernalis* (copepodit V) | $3 \cdot 10^7$ | 3,0 |
| *Acanthocyclops vernalis* (adulți) | $4 \cdot 10^7$ | 4,0 |
| *Acanthocyclops viridis* (adulți) | $8,5 \cdot 10^7$ | 8,5 |
| *Cyclops strenuus* (copepodiți) | $2 \cdot 10^8$ | – |
| *Cyclops strenuus* (adulți) | $5 \cdot 10^8$ | 15,0-22,0 |
| *Cyclops vernalis* (adulți) | $1,08 \cdot 10^7$ | 10,8 |
| *Cyclops vicinus* (copepodit III) | $1,5 \cdot 10^7$ | 1,5 |
| *Cyclops vicinus* (copepodit IV) | $2,6 \cdot 10^7$ | 2,6 |
| *Cyclops* sp. (nauplii adulți) | $3 \cdot 10^8$ | 5,3 |
| *Cyclops vernalis* (adulți) | $1,08 \cdot 10^7$ | 10,8 |
| *Cyclops vicinus* (copepodit III) | $1,5 \cdot 10^7$ | 1,5 |
| *Cyclops vicinus* (copepodit IV) | $2,6 \cdot 10^7$ | 2,6 |
| *Diaptomus* sp.(ouă) | $7 \cdot 10^5$ | 0,07 |
| *Diaptomus* sp.(nauplii) | $4 \cdot 10^6$ | 0,4 |
| *Diaptomus* sp.(copepodiți) | $3,3 \cdot 10^7$ | 3,3 |
| *Diaptomus* sp.(adulți) | $4,5 \cdot 10^7$ | 4,5 |
| *Eucyclops serrulatus* (copepodiți) | $2 \cdot 10^7$ | 2,0 |
| *Eucyclops serrulatus* (adulți) | $4 \cdot 10^7$ | 4,0 |
| *Eudiaptomus coeruleus* (adulți) | $8,2 \cdot 10^7$ | 8,2 |
| *Eudiaptomus gracilis* (nauplii) | $2,6 \cdot 10^6$ | 0,26 |
| *Eudiaptomus gracilis* (copepodiți) | $2,7 \cdot 10^7$ | 2,7 |
| *Eudiaptomus gracilis* (adulți) | $3,7 \cdot 10^7$ | 3,7 |
| *Eudiaptomus graciloides* (ou) | $10^4$ | – |
| *Eudiaptomus graciloides* (nauplius) | $6 \cdot 10^6$ | – |
| *Eudiaptomus graciloides* (copepodit I) | $5 \cdot 10^7$ | 6,5 |
| *Eudiaptomus graciloides* (adulți) | $2 \cdot 10^8$ | 8,9-9,7 |
| *Eudiaptomus vulgaris* (copepodiți) | $8,5 \cdot 10^7$ | 8,5 |
| *Eudiaptomus vulgaris* (adulți) | $2,5 \cdot 10^8$ | 25,0 |
| *Eurytemora lacustris* (ouă) | $2 \cdot 10^6$ | 0,2 |
| *Eurytemora lacustris* (copepodiți) | $2 \cdot 10^7$ | 2,0 |
| *Eurytemora lacustris* (adulți) | $3 \cdot 10^8$ | 8,7 |
| *Macrocyclops albidus* (adulți) | $1 \cdot 10^8$ | 10,0 |
| *Macrocyclops fuscus* (adulți) | $1,5 \cdot 10^8$ | 15,0 |
| *Macrocyclops gracilis* (adulți) | $8 \cdot 10^6$ | 0,8 |
| *Mesocyclops cithonoides* (adulți) | $1,3 \cdot 10^7$ | 1,3 |
| *Mesocyclops leuckarti* (copepodiți) | $10^7$ | – |
| *Mesocyclops leuckarti* (♀♀ adulte) | $3 \cdot 10^7$ | 1,5-3,2 |
| *Mesocyclops leuckarti* (♂♂ adulți) | $1,5 \cdot 10^7$ | 0,8-1,6 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 14.** Model de fişă pentru colectarea ihtiofaunei (după SR EN 14011/2003).

| | |
|---|---|
| **Codul de identificare a probei:** | |
| Denumirea bazinului hidrografic: | |
| Tipul de apă (pârâu, râu, lac, baltă etc.): | |
| Denumirea pârâului/râului/lacului: | |
| Denumirea punctului de colectare: | |
| Coordonatele geografice (GPS/UTM): | lat. N; long. E |
| Numele colectorului/colectorilor: | |
| Data colectării (zz-ll-aa): | |
| Perioada zilei (ora la care a început şi la care s-a încheiat colectarea): | |
| Metoda de capturare: | |
| Tipul de echipament utilizat: | |
| Obiectivele urmărite (monitoring, supraveghere biologică, proiect de cercetare etc.): | |
| **Caracteristicile biotopului:** | |
| Nivelul apei (mediu, scăzut, crescut): | |
| Lăţimea medie a albiei minore (m): | |
| Adâncimea medie (m): | |
| Adâncimea maximă (m): | |
| Suprafaţa ($m^2$) sau lungimea tronsonului (m) de colectare: | |
| Viteza de curgere a apei (m/s): | |
| Natura substratului (pietriş, nisip, mâl): | |
| Temperatura apei (°C): | |
| Transparenţa apei (cm): | |
| Oxigen dizolvat (mg/l): | |
| *p*H: | |
| Conductivitatea apei (µS/cm): | |
| Tipul de habitat: | |
| Vegetaţia palustră (absentă, rară, intermediară sau bogată): | |
| Vegetaţia submersă (absentă, rară, intermediară sau bogată): | |
| Tipul dominant de macrofitobentos (alge, muşchi, fanerogame): | |
| **Alte observaţii:** | |
| | |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 15.** Model de fişă pentru prelevarea probelor de zoobentos.

| | |
|---|---|
| **Codul de identificare a probei:** | |
| Denumirea bazinului hidrografic: | |
| Tipul de apă (pârâu, râu, lac, baltă etc.): | |
| Denumirea pârâului/râului/lacului: | |
| Denumirea punctului de prelevare: | |
| Coordonatele geografice (GPS/UTM): | lat. N; long. E |
| Adâncimea de prelevare (m): | |
| Numele colectorului/colectorilor: | |
| Data prelevării (zz-ll-aa): | |
| Perioada zilei (ora la care a început şi la care s-a încheiat prelevarea): | |
| Felul probei (calitativă/cantitativă): | |
| Tipul de echipament utilizat: | |
| Metoda de conservare: | |
| Obiectivele urmărite (monitoring, supraveghere biologică, proiect de cercetare etc.): | |
| **Caracteristicile biotopului:** | |
| Nivelul apei (mediu, scăzut, crescut): | |
| Lăţimea medie a albiei minore (m): | |
| Adâncimea medie (m): | |
| Adâncimea maximă (m): | |
| Suprafaţa ($m^2$) sau lungimea tronsonului (m) de colectare: | |
| Viteza de curgere a apei (m/s): | |
| Natura substratului (pietros, nisipos, mâlos, argilos, detritic etc.): | |
| Temperatura apei (°C): | |
| Oxigen dizolvat (mg/l): | |
| *p*H: | |
| Vegetaţia palustră (absentă, rară, intermediară sau bogată) | |
| Vegetaţia submersă (absentă, rară, intermediară sau bogată) | |
| Tipul dominant de macrofitobentos (alge, muşchi, fanerogame) | |
| **Alte observaţii:** | |
| | |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** Indicatori biologici ai calității apei cu indicarea treptelor saprobe (s), a valenței specifice (*S*), a repartiției acesteia pe zone de limnosaprobitate (x...p) și a valorii indicatoare (g) (după Sládeček, 1976).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | *S* |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **EUBACTERIA** | | | | | | | | |
| *Beggiatoa alba* | p | | | | 1 | 9 | 5 | 4,35 |
| *Chromatium okenii* | p | | | | + | 10 | 5 | 5,45 |
| *Crenothrix fusca* | o-β | 1 | 4 | 5 | | | 2 | 1,45 |
| *Gallionella ferruginea* | x-o | 4 | 5 | 1 | | | 2 | 0,65 |
| *Lamprocystis roseo-persicina* | p | | | | 1 | 9 | 5 | 5,15 |
| *Leptothrix ochracea* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Lineola longa* | p | | | | | 10 | 5 | 4,0 |
| *Pelonema subtilissimum* | α | | | | 8 | 2 | 4 | 3,2 |
| *Sphaerotilus dichotomus* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Sphaerotilus natans* | α-p | | | + | 4 | 6 | 3 | 3,6 |
| *Spirulina albida* | α | | | | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Thiocystis violacea* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Zoogloea ramigera* | p | | | | 1 | 9 | 5 | 4,65 |
| **CYANOBACTERIA** | | | | | | | | |
| *Anabaena circinalis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Anabaena flos-aquae* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Anabaena solitaria* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Anabaena spiroides* | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Aphanizomenon flos-aquae* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Aphanothece clathrata* | o-β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Chamaesiphon incrustans* | o | 3 | 5 | 2 | | | 2 | 0,85 |
| *Chroococcus limneticus* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Coelosphaerium kutzingianum* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Gloeotricha echinulata* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Gomphosphaeria aponina* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Gomphosphaeria naegeliana* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Lyngbya limnetica* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Merismopedia glauca* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Merismopedia punctata* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Merismopedia tenuissima* | β-α | | 1 | 4 | 5 | | 2 | 2,45 |
| *Microcystis aeruginosa* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Oscillatoria agardhii* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Oscillatoria brevis* | α | | | 2 | 8 | | 4 | 2,8 |
| *Oscillatoria formosa* | α | | | | 9 | 1 | 5 | 3,1 |
| *Oscillatoria limosa* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Oscillatoria tenuis* | α | | | 2 | 7 | 1 | 3 | 2,85 |
| *Phormidium autumnale* | β-α | 1 | 2 | 4 | 3 | | 1 | 1,95 |
| *Pseudoanabaena catenata* | α-p | | | | 4 | 6 | 3 | 3,6 |
| *Romeria elegans* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Spirulina jeneri* | α-p | | | | 5 | 5 | 3 | 3,5 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **MYCOPHYTA** | | | | | | | | |
| *Fusarium aquaeductum* | p | | | | | 10 | 5 | 7,0 |
| *Leptomitus lacteus* | α | | | | 9 | 1 | 5 | 3,1 |
| **CHRYSOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Chromulina rosanoffi* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Chrysococcus rufescens* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Dinobryon divergens* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Dinobryon sertularia* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Hydrurus foetidus* | x-o | 5 | 4 | 1 | | | 2 | 0,55 |
| *Mallomonas acaroides* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Mallomonas fastigata* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Uroglena volvox* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| **BACILLARIOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Achnantes minutissima* | o-β | 1 | 4 | 5 | + | | 2 | 1,45 |
| *Amphipleura pellucida* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Amphora ovalis* | β | 1 | 3 | 4 | 2 | | 1 | 1,65 |
| *Asterionella formosa* | o-β | | 6 | 4 | + | | 3 | 1,4 |
| *Asterionella gracillima* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Caloneis amphisbaena* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Ceratoneis arcus* | x-o | 6 | 4 | + | | | 3 | 0,4 |
| *Cocconeis pediculus* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Cocconeis placentula* | x-α | 2 | 4 | 3 | 1 | | 1 | 1,35 |
| *Cyclotella comta* | o-β | 1 | 7 | 2 | | | 3 | 1,15 |
| *Cyclotella meneghiniana* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Cymatopleura solea* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Cymbella lanceolata* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Cymbella ventricosa* | x-α | 2 | 4 | 3 | 1 | | 1 | 1,35 |
| *Diatoma elongatum* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Diatoma hiemale* | x | 10 | + | | | | 5 | 0,0 |
| *Diatoma hiemale mesodon* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Diatoma vulgare* | o-β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Epithemia turgida* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Eunotia lunaris* | x-o | 5 | 4 | 1 | | | 2 | 0,55 |
| *Fragilaria capucina* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Fragilaria crotonensis* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Gomphonema acuminatum* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Gomphonema constrictum* | β | | + | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Gomphonema olivaceum* | x-α | 1 | 3 | 3 | 3 | | 1 | 1,85 |
| *Gomphonema parvulum* | x-α | 1 | 2 | 4 | 3 | | 1 | 1,95 |
| *Gyrosigma acuminatum* | β | | 8 | 2 | | | 4 | 2,2 |
| *Melosira granulata* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Melosira varians* | o-β | + | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Meridion circulare* | x-o | 4 | 5 | 1 | | | 2 | 0,65 |
| *Navicula accomoda* | α | | | 1 | 9 | + | 5 | 2,9 |
| *Navicula cryptocephala* | α | | + | 3 | 7 | | 4 | 2,7 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Navicula gracilis* | o-β | + | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,65 |
| *Navicula rhynchocephala* | α | | + | 3 | 7 | | 4 | 2,7 |
| *Nitzschia acicularis* | α | | | 3 | 7 | | 4 | 2,7 |
| *Nitzschia palea* | α | | + | 3 | 6 | 1 | 3 | 2,75 |
| *Nitzschia sigmoidea* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Pinnularia gibba* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Pinnularia viridis* | β | | | 9 | 1 | | 5 | 2,1 |
| *Rhizosolenia longiseta* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Rhoicosphaenia curvata* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Rhopalodia gibba* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Stauroneis phoenicentron* | β | | 3 | 7 | + | | 4 | 1,7 |
| *Stephanodiscus hantzschii* | α | | | 3 | 7 | | 4 | 2,7 |
| *Surirella ovata* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Synedra acus* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Synedra ulna* | x-α | 1 | 2 | 4 | 3 | + | 1 | 1,95 |
| *Tabellaria fenestrata* | o-β | + | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Tabellaria flocculosa* | o-x | 4 | 6 | + | | | 3 | 0,6 |
| **XANTHOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Botryococcus braunii* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Tribonema viride* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Vaucheria geminata* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| **CRYPTOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Chilomonas paramecium* | α | | | 2 | 6 | 2 | 3 | 3,0 |
| *Chroomonas caudata* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Cryptomomas erosa* | α | | | | 9 | 1 | 5 | 3,1 |
| *Cryptomonas ovata* | α | | | 1 | 8 | 1 | 4 | 3,0 |
| *Cryptomonas tetrapyrenoidosa* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Cyathomonas truncata* | α | | | 1 | 7 | 2 | 3 | 3,15 |
| **DINOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Ceratium hirundinella* | o | 1 | 7 | 2 | | | 3 | 1,15 |
| *Gymnodinium aeruginosum* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Peridinium cinctum* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Peridinium inconspicuum* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| **EUGLENOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Astasia klebsii* | p | | | + | 3 | 7 | 4 | 3,7 |
| *Euglena acus* | β-α | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Euglena deses* | p-α | | | 1 | 2 | 7 | 3 | 4,65 |
| *Euglena mutabilis* | o | 2 | 8 | | | | 4 | 0,8 |
| *Euglena viridis* | p-α | | | 1 | 4 | 5 | 2 | 3,55 |
| *Eutreptia viridis* | β | | 1 | 9 | + | | 5 | 1,9 |
| *Phacus longicauda* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Trachelomonas hispida* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |

BCU "Ovidius" CONSTANȚA CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **CHLOROPHYCEAE** | | | | | | | | |
| **Volvocales** | | | | | | | | |
| *Chlamydomonas simplex* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Eudorina elegans* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Gonium pectorale* | α-p | | | 2 | 4 | 4 | 2 | 3,25 |
| *Gonium sociale* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Haematococcus pluvialis* | o-β | + | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Heteromastix angulata* | β-α | | 1 | 4 | 5 | | 2 | 2,25 |
| *Pandorina morum* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Phacotus lenticularis* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Polytoma uvella s.lat.* | p | | | | | 10 | 5 | 6,0 |
| *Rhipidodendron splendidum* | o-β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Volvox aureus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Volvox globator* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| **Chlorococcales** | | | | | | | | |
| *Actinastrum hantzschii* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Ankistrodesmus bibraianus* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Ankistrodesmus falcatus* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Chlorella vulgaris* | p-α | | | | 4 | 6 | 3 | 3,6 |
| *Chlorococcum infusionum* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Coelastrum microporum* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Crucigenia fenestrata* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Crucigenia rectangularis* | β-α | | 1 | 4 | 5 | | 2 | 2,45 |
| *Crucigenia tetrapedia* | o-β | | 4 | 4 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Dictyosphaerium pulchellum* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Hydrodictyon reticulatum* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Kirchneriella lunaris* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Korshikoviella michailovskoensis* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Micractinium pusillum* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Oocystis lacustris* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Pediastrum biradiatum* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Pediastrum boryanum* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,05 |
| *Pediastrum duplex* | β | | 3 | 7 | + | | 4 | 1,7 |
| *Pediastrum tetras* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Planktosphaeria gelatinosa* | o-β | | 5 | 4 | 1 | | 2 | 1,55 |
| *Scenedesmus acuminatus* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Scenedesmus acutiformis* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Scenedesmus acutus* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Scenedesmus armatus* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Scenedesmus denticulatus* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Scenedesmus obliquus* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Scenedesmus obtusus* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Scenedesmus opoliensis* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Scenedesmus quadricauda* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Scenedesmus sempervirens* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Sorastrum spinulosum* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Tetraedron caudatum* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Tetraedron minutum* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Tetraedron regulare* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Tetrastrum staurogeniaeforme* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| **Ulothricales** | | | | | | | | |
| *Bulbochaete intermedia* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Bulbochaete nana* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Chaetophora elegans* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Coleochaete scutata* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Draparnaldia glomerata* | o-x | 4 | 5 | 1 | | | 2 | 0,65 |
| *Geminella minor* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Microspora amoena* | x-o | 5 | 4 | 1 | | | 2 | 0,55 |
| *Microthamnion kutzingianum* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Oedogonium capillare* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Oedogonium crispum* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Pleurococcus viridis* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Stigeoclonium flagelliferum* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Stigeoclonium tenue* | α | | | 3 | 7 | + | 4 | 2,7 |
| *Stigeoclonium sp.* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Ulothrix zonata* | o | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 1,15 |
| **Siphonocladales** | | | | | | | | |
| *Cladophora glomerata* | β | 1 | 3 | 4 | 2 | | 1 | 1,65 |
| *Rhizoclonium hieroglyphium* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,6 |
| **CONJUGATOPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Closterium acerosum* | α | | | 2 | 8 | | 4 | 2,8 |
| *Closterium aciculare* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Closterium ehrenbergii* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Closterium moniliferum* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Closterium parvulum* | o | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Cosmarium formulosum* | α | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Desmidium swartzii* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Mougeotia genuflexa* | β | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Pleurotaenium tabecula* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Spirogyra porticalis* | o | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Tetmemorus laevis* | β | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Zygnema stellinum* | o-β | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| **CHAROPHYCEAE** | | | | | | | | |
| *Chara* sp. | o | 2 | 7 | 1 | | | 3 | 0,95 |
| *Nitella gracilis* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| **RHODOPHYTA** | | | | | | | | |
| *Batrachospermum moniliforme* | o | 3 | 5 | 2 | | | 2 | 0,85 |
| *Hildenbrandtia rivularis* | x-o | 6 | 4 | + | | | 3 | 0,4 |
| *Lemanea annulata* | x-o | 4 | 6 | | | | 3 | 0,6 |
| *Lemanea fluviatilis* | o | 1 | 7 | 2 | | | 3 | 1,15 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **BRYOPHYTA** | | | | | | | | |
| *Cinclidotus aquaticus* | o | 1 | 7 | 2 | | | 3 | 1,15 |
| *Fontinalis antipyretica* | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Riccia fluitans* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Sphagnum* sp. | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| **PTERIDOPHYTA** | | | | | | | | |
| *Equisetum fluviatile* | o | 2 | 8 | | | | 4 | 0,8 |
| *Salvinia natans* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| **SPERMATOPHYTA** | | | | | | | | |
| *Bidens tripartitus* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Ceratophyllum demersum* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Drosera rotundifolia* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Elodea canadensis* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Hydrocharis morsus ranae* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Lemna gibba* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Lemna minor* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Myriophyllum spicatum* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Polygonum amphibium* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Potamogeton crispus* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Potamogeton gramineus* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Potamogeton lucens* | β-o | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Potamogeton perfoliatus* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Sagittaria sagittifolia* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Spirodela polyrrhiza* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Typha latifolia* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Utricularia vulgaris* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| **FLAGELLATA** | | | | | | | | |
| *Anthophysa vegetans* | α | | | + | 8 | 2 | 4 | 3,2 |
| *Bodo globosus* | p | | | | + | 10 | 5 | 5,65 |
| *Bodo putrinus* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Bodo saltans* | α | | | 1 | 7 | 2 | 3 | 3,15 |
| *Cercobodo agilis* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Cercobodo longicauda* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Codomonas mitra* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Codomonasa pascheri* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Codonocladium umbellatum* | β | | | 9 | 1 | | 5 | 2,1 |
| *Codonosiga botrytis* | β-α | | 1 | 3 | 5 | 1 | 1 | 2,65 |
| *Desmarella moniliformis* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Hexamitus inflatus* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Mastigamoeba trichophora* | p | | | | | 10 | 5 | 5,0 |
| *Monadodendron bennettii* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Monas elongata* | β-α | | | 4 | 4 | 2 | 2 | 2,85 |
| *Oicomonas mutabilis* | p | | | | | 10 | 5 | 4,7 |
| *Pachysoeca obliqua* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Pachysoeca ruttneri* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Physomonas vestita* | α | | | 2 | 7 | 1 | 3 | 2,85 |
| *Spongomonas uvella* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Tetramitus pyriformis* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Trepomonas agilis* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Trepomonas rotans* | p | | | | | 10 | 5 | 5,9 |
| *Trigonomonas compressa* | p | | | | | 10 | 5 | 6,0 |
| **RHIZOPODA** | | | | | | | | |
| *Amoeba albida* | α-p | | | | 6 | 4 | 3 | 3,4 |
| *Amoeba guttula* | α-p | | | | 4 | 6 | 3 | 3,6 |
| *Amoeba proteus* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Arcella dentata* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Arcella hemisphaerica* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Arcella vulgaris* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Astramoeba radiosa* | β-α | | | 5 | 4 | 1 | 2 | 2,55 |
| *Centropyxis aculeata* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Chaos diffluens* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Chlamydophrys stercorea* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Clathrulina elegans* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Cochliopodium bilimbosum* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Cryptodifflugia compressa* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Cryptodifflugia oviformis* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Difflugia bacillifera* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Difflugia corona* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Difflugia limnetica* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Difflugia oblonga* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Diplophrys archeri* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Euglypha ciliata* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Euglyphs alveolata* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Gromia brunneri* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Gromia fluviatilis* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Hyalodiscus rubicundus* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Lecquereusia spiralis* | o | 2 | 8 | | | | 4 | 0,8 |
| *Nebella collaris* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Pamphagus mutabilis* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Paulinella chromatophora* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Pelomyxa palustris* | p | | | | | 10 | 5 | 4,0 |
| *Quadrulla symmetrica* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,95 |
| *Thecamoeba verrucosa* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Trinema enchelys* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Vahlkampfia limax* | p | | | 1 | 3 | 6 | 2 | 3,65 |
| *Vampyrella pendula* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **HELIOZOA** | | | | | | | | |
| *Acanthocystis turfacea* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Actinophrys sol* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Actinosphaerium eichornii* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **CILIATA** | | | | | | | | |
| *Acineria incurvata* | p | | | | | 10 | 5 | 5,0 |
| *Amphileptus claparedei* | α | | | 2 | 8 | | 4 | 2,8 |
| *Aspidisca lynceus* | α | | | 1 | 9 | | 5 | 2,9 |
| *Campanella umbellaria* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Carchesium polypinum* | α | | | 2 | 7 | 1 | 3 | 2,85 |
| *Chilodonella algivora* | α | | | | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Chilodonella cucullulus* | α | | + | 1 | 9 | | 5 | 2,9 |
| *Chilodonella uncinata* | α | | | | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Cinetochilum margaritaceum* | β-p | | 1 | 3 | 3 | 3 | 1 | 2,95 |
| *Climacostomum virens* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Coleps hirtus* | β-α | | + | 5 | 5 | + | 3 | 2,5 |
| *Colpidium campylum* | p | | | | 1 | 9 | 5 | 4,7 |
| *Colpidium colpoda* | p | | | | 3 | 7 | 4 | 4,7 |
| *Colpoda cucullus* | α | | | | 8 | 2 | 4 | 3,2 |
| *Cyclidium elongatum* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Didinium nasutum* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Dileptus anser* | β-o | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Epistylis digitalis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Euplotes patella* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Frontonia leucas* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Glaucoma scintillans* | p | | | + | 2 | 8 | 4 | 4,5 |
| *Halteria grandinella* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Hemiophrys bivacuolata* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Hemiophrys fusidens* | α | | | 3 | 4 | 3 | 2 | 3,05 |
| *Hemiophrys pleurosigma* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Hemiophrys procera* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Holophrys nigricans* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Lacrymaria olor* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Lacrymaria pupula* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Lembadion lucena* | β | | | 9 | 1 | | 5 | 2,1 |
| *Lionotus fasciola* | α | | | 1 | 8 | 1 | 4 | 3,0 |
| *Litonotus lamella* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Litonotus cygnus* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Loxophyllum meleagris* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Metopus sigmoides* | p | | | | | 10 | 5 | 5,0 |
| *Opercularia coarctata* | α-p | | | | 4 | 6 | 3 | 3,6 |
| *Paramoecium bursaria* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Paramoecium caudatum* | α | | | + | 7 | 3 | 4 | 3,3 |
| *Paramoecium putrinum* | p | | | | 2 | 8 | 4 | 4,45 |
| *Paramoecium tricium* | p | | | | 2 | 8 | 4 | 3,8 |
| *Phascolodon vorticella* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Pleuronema coronatum* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Prorodon teres* | α | | | | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Spathidium depressum* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Spirostomum ambiguum* | α | | | + | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Spirostomum filum* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Spirostomum intermedium* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Spirostomum teres* | α | | | 2 | 8 | + | 4 | 2,8 |
| *Stentor coeruleus* | α | | | 2 | 8 | + | 4 | 2,8 |
| *Stentor polymorphus* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Stentor roeseli* | β-α | | 1 | 4 | 5 | | 2 | 2,45 |
| *Stylonychia pustulata* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Stylonychia muscorum* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Stylonychia mytilus* | o | | | 1 | 9 | | 5 | 2,9 |
| *Tetrahymena pyriformis* | p | | | | | 10 | 5 | 5,0 |
| *Tintinnidium fluviatile* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Trachysoma pellionella* | β-p | | 1 | 2 | 3 | 4 | 1 | 3,05 |
| *Urostyla viridis* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Urotricha farcta* | α | | | | 10 | | 5 | 3,0 |
| *Vorticella campanula* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Vorticella convallaria* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Vorticella microstoma* | p | | | | | 10 | 5 | 4,5 |
| **SUCTORIA** | | | | | | | | |
| *Podophrya fixa* | p | | | 1 | 2 | 7 | 3 | 3,65 |
| **PORIFERA** | | | | | | | | |
| *Ephydatia fluviatilis* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Spongilla lacustris* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| **COELENTERATA** | | | | | | | | |
| *Hydra vulgaris* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Pelmatohydra oligactis* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| **VERMES** | | | | | | | | |
| **Turbellaria** | | | | | | | | |
| *Crenobia alpina* | x | 10 | | | | | 5 | 0 |
| *Dendrocoelium lacteum* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Euplanaria gonocephala* | x-o | 7 | 3 | + | | | 4 | 0,3 |
| *Euplanaria lugubris* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Planaria torva* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Polycelis cornuta* | x-o | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| *Polycelis nigra* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Nematoda** | | | | | | | | |
| Nematoda g. sp. | o-p | | 2 | 3 | 3 | 2 | 1 | 1,55 |
| **Rotifera** | | | | | | | | |
| *Adineta vaga* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Anuraeopsis fissa* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Argonotholca foliacea* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Ascomorpha ecaudis* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Aspelta circinator* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Asplanchna brightwelli* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Asplanchna priodonta* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Asplanchnopus multiceps* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Beauchampia crucigera* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Bipalpus budsoni* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Brachionus angularis* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Brachionus calyciflorus* | β-α | | + | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| *Brachionus quadridentatus* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Bryceela stylata* | o | | 10 | | | | 3 | 1,5 |
| *Cephalodella auriculata* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Cephalodella forficula* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Cephalodella gibba* | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Cephalodella tantilla* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Ceratotrocha cornigera* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Chromogaster ovalis* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Collotheca mutabilis* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Colurella uncinata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Conochiloides natans* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Conochilus unicornis* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Cupelopagis vorax* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Cyrtonia tuba* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Dicranophorus forcipatus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Dicranophorus grandis* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Dicranophorus hercules* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Dicranophorus rostratus* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Dipleuchlanis propatula* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Diplois daviesiae* | β-α | | + | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Dissotrocha aculeata* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Dorystoma caudata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Elosa woralli* | x-o | 5 | 5 | | | | 3 | 0,5 |
| *Embata commensalis* | β-α | | 1 | 4 | 5 | | 2 | 2,45 |
| *Encentrum arvicola* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Encentrum mustela* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Encentrum saundersiae* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Enteroplea lacustris* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Eosphora najas* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Eothinia elongata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Epiphanes senta* | α | | | 1 | 8 | 1 | 4 | 3,0 |
| *Erignatha clastopis* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Euchlanis parva* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Eudactylota eudactylota* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Filinia longiseta* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Floscularia ringens* | β | | 1 | 9 | | | 5 | 1,9 |
| *Gastropus stylifer* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Habrotrocha reclusa* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Hertwigella volvocicola* | o-β | | 5 | 5 | | | 5 | 1,0 |
| *Hexarthra mira* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Itura aurita* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Kellicottia longispina* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Keratella cochlearis* | β | 2 | 3 | 5 | | | 2 | 1,55 |
| *Keratella quadrata* | β | 2 | 3 | 5 | | | 2 | 1,55 |
| *Keratella testudo* | o | 2 | 3 | 5 | | | 2 | 1,55 |
| *Keratella ticinensis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Lacinularia flosculosa* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,3 |
| *Lecane cornuta* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Lecane luna* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Lepadella patella* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Limnias melicerta* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Lindia torulosa* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Lophocharis salpina* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Macrochaetus subquadratus* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Macrotrachela quadricornifera* | o | 1 | 9 | | | | 5 | 0,9 |
| *Metadiaschiza trigona* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Microcodides chlaena* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Microcodon clavus* | x-o | 5 | 5 | | | | 3 | 0,5 |
| *Monommata grandis* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Mytilina mucronata* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Notholca labis* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Notommata pachyura* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Notommata saccigera* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Notommata tripus* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Paradicranophorus hudsoni* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Philodina citrina* | o | 1 | 9 | | | | 5 | 0,9 |
| *Philodinavus paradoxus* | x | 7 | 3 | | | | 4 | 0,3 |
| *Platyas polyacanthus* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Pleuretra brycei* | x-o | 4 | 6 | | | | 3 | 0,6 |
| *Pleurotrocha petromyzon* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Ploesoma lenticulare* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Polyarthra remata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Polyarthra vulgaris* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Pompholyx sulcata* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Postclausa minor* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Proales decipiens* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Proalides tentaculatus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Proalinopsis lobatus* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Ptygura brachiata* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Ptygura melicerta* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Resticula melandocus* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Rhinoglena frontalis* | β | | | 10 | | | 5 | 2,0 |
| *Rotaria citrina* | o | 2 | 6 | 2 | | | 3 | 1,0 |
| *Rotaria neptunia* | p | | | | 2 | 8 | 4 | 3,8 |
| *Rotaria rotatoria* | α | | + | 1 | 6 | 3 | 3 | 3,25 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Scaridium longicaudum* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Scepanotrocha rubra* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Sinantherina socialis* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Squatinella tridentata* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Stephanoceros fimbriatus* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Synchaeta kitina* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Synchaeta longipes* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Taphrocampa selenura* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Testudinella patina* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Tetramastix opoliensis* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Trichocerca stylata* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Trichocerca sulcata* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Trichocerca tigris* | o-β | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Trichotria tetractis* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Wigrella depressa* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Wulfertia ornata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| **Gastrotricha** | | | | | | | | |
| *Neogossea antennigera* | α | | | 3 | 7 | + | 4 | 2,7 |
| *Setopus dubius* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Dasydytes ornatus* | α | | 1 | 3 | 6 | | 2 | 2,55 |
| *Haltidytes saltitans* | α | | 1 | 3 | 6 | + | 2 | 2,55 |
| *Haltidytes festinans* | α | | | 3 | 7 | | 4 | 2,7 |
| *Chitonodytes longisetosum* | β-α | | | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Stylochaeta stylifera* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Stylochaeta fusiformis* | o | | 6 | 3 | 1 | | 2 | 1,45 |
| *Polymerurus nodicaudus* | α | | 1 | 2 | 7 | | 2 | 2,65 |
| *Aspidiophorus paradoxus* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Chaetonotus linguaeformis* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Chaetonotus schultzei* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Chaetonotus ploenensis* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Chaetonotus hystrix* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Chaetonotus macrochaetus* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Chaetonotus octonarius* | o-β | | 6 | 3 | 1 | | 2 | 1,45 |
| *Chaetonotus simrothi* | α | | | 2 | 8 | + | 4 | 2,8 |
| *Chaetonotus chuni* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Chaetonotus maximus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Chaetonotus heideri* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Chaetonotus arquatus* | β-α | | 2 | 4 | 4 | | 2 | 2,25 |
| *Chaetonotus brevispinosus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Chaetonotus multispinosus* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Ichthydium podura* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Ichthydium forcipatum* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Heterolepidoderma ocellatum* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Lepidodermella squamatum* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **ANNELIDA** | | | | | | | | |
| **Polychaeta** | | | | | | | | |
| *Hypania invalida* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Troglochaetus beranecki* | x | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| **Oligochaeta** | | | | | | | | |
| *Aelosoma tenebrarum* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Chaetogaster limnaei* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,95 |
| *Limnodrilus hoffmeisteri* | p | | | + | 3 | 7 | 4 | 3,7 |
| *Stylaria lacustris* | β | | 1 | 8 | 1 | | 4 | 2,0 |
| *Tubifex tubifex* | p | | | + | 2 | 8 | 4 | 3,8 |
| **Hirudinea** | | | | | | | | |
| *Glossiphonia complanata* | β-α | | + | 4 | 6 | | 3 | 2,6 |
| *Herpobdella octoculata* | α | | + | 2 | 6 | 2 | 3 | 3,0 |
| *Piscicola geometra* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| **MOLLUSCA** | | | | | | | | |
| **Gastropoda** | | | | | | | | |
| *Acroloxus lacustris* | o-β | | 5 | 5 | + | | 3 | 1,5 |
| *Ancylus fluviatilis* | o-β | 1 | 4 | 3 | 2 | | 1 | 1,35 |
| *Anisus septemgyratus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Anisus spirorbis* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Armiger crista* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Bythinia leachi* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Bythinia tentaculata* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Galba truncatula* | o-β | | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,75 |
| *Gyraulus albus* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Lymnaea stagnalis* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Physa acuta* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,05 |
| *Physa fontinalis* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Planorbis corneus* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Radix auriculata* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Radix ovata* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Radix peregra* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Theodoxus fluviatilis* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Valvata piscinalis* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Viviparus viviparus* | β | | 2 | 8 | + | | 4 | 1,8 |
| **Bivalvia** | | | | | | | | |
| *Anodonta cygnaea* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Dreissena polymorpha* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Margaritana margaritifera* | o | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 1,15 |
| *Sphaerium corneum* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Sphaerium riviculum* | α | | | 3 | 5 | 2 | 2 | 2,85 |
| *Unio pictorum* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **BRYOZOA** | | | | | | | | |
| *Cristatella mucedo* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Plumatella repens* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Plumatella fungosa* | β-α | | | | | | | |
| **TARDIGRADA** | | | | | | | | |
| *Macrobiotus* sp. | o | 3 | 5 | 2 | | | 2 | 0,85 |
| **CRUSTACEA** | | | | | | | | |
| **Phyllopoda** | | | | | | | | |
| *Apus cancriformis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Branchipus stagnalis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Cyzicus tetracerus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Ostracoda** | | | | | | | | |
| *Candona eremita* | x | 10 | | | | | 5 | 0,1 |
| *Cypridopsis vidua* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Cypris ophthalmica* | o-β | | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,75 |
| *Eucypris lutaria* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Limnocythere inopinata* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| **Branchiura** | | | | | | | | |
| *Argulus foliaceus* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| **Cladocera** | | | | | | | | |
| *Acroperus angustatus* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Alona guttata* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Alona quadrangularis* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Alona rectangula* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Alonella excisa* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Alonella exigua* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Alonella nana* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Biapertura affinis* | o | | 9 | 1 | | | 5 | 1,1 |
| *Bosmina longirostris* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Bunops serricaudata* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Camptocercus rectirostris* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Ceriodaphnia dubia* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Ceriodaphnia laticaudata* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Ceriodaphnia megops* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Ceriodaphnia pulchella* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Ceriodaphnia reticulata* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Ceriodaphnia rotunda* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Chydorus sphaericus* | β | 1 | 3 | 4 | 2 | | 1 | 1,65 |
| *Daphnia cucullata* | β | + | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,75 |
| *Daphnia curvirostris* | β | | | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Daphnia galeata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Daphnia longispina* | β | 1 | 2 | 4 | 3 | | 1 | 2,05 |
| *Daphnia magna* | α-p | | | | 6 | 4 | 3 | 3,4 |
| *Daphnia obtusa* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Daphnia pulex* | α | | | 2 | 8 | | 4 | 2,8 |

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Daphnia similis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Diaphanosoma brachyurum* | o-β | + | 6 | 4 | + | | 3 | 1,4 |
| *Dunhevedia crassa* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Echinisca rosea* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Eurycercus lamellatus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Graptoleberis testudinaria* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Ilyocryptus agilis* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Ilyocryptus sordidus* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Kurzia latissima* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Lathonura rectirostris* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Leptodora kindtii* | o-β | | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,65 |
| *Leydigia acanthocercoides* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Leydigia leydigi* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Macrothrix laticornis* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Moina brachiata* | β | | | 6 | 3 | 1 | 3 | 2,45 |
| *Moina macrocopa* | α | | | 3 | 6 | 1 | 3 | 2,75 |
| *Moina micrura* | β | | | 8 | 2 | | 4 | 2,2 |
| *Oxyurella tenuicaudis* | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Plexorus aduncus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Plexorus laevis* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Plexorus truncatus* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Polyphemus pediculus* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Pseudochydorus globosus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Scapholeberis aurita* | o | | 7 | 2 | 1 | | 3 | 1,35 |
| *Scapholeberis kingi* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Scapholeberis mucronata* | β | + | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Sida crystallina* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Simocephalus exspinosus* | o | 1 | 8 | 1 | | | 4 | 1,0 |
| *Simocephalus serrulatus* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Simocephalus velutus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Copepoda** | | | | | | | | |
| *Acanthocyclops bicuspidatus* | o | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 1,15 |
| *Canthocamptus bidens* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Cyclops rubens* | β-α | | 2 | 4 | 4 | + | 2 | 2,25 |
| *Cyclops vicinus* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| *Eucyclops serrulatus* | o-β | | 4 | 4 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Eudiaptomus gracilis* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Eudiaptomus vulgaris* | β | | 3 | 7 | | | 4 | 1,7 |
| *Mesocyclops crassus* | β | | 2 | 7 | 1 | | 3 | 1,85 |
| *Mesocyclops leuckarti* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| **Mysidacea** | | | | | | | | |
| *Limnomysis benedeni* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **Decapoda** | | | | | | | | |
| *Astacus astacus* | β | + | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,8 |
| *Astacus leptodactylus* | β | + | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Eriocheir sinensis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Isopoda** | | | | | | | | |
| *Asellus aquaticus* | α | | | 3 | 6 | 1 | 3 | 2,8 |
| **Amphipoda** | | | | | | | | |
| *Niphargus aquilex* | x | 10 | | | | | 5 | 0,0 |
| *Rivulogammarus balcanicus* | o | 2 | 4 | 4 | | | 2 | 1,2 |
| *Rivulogammarus pulex* | x-β | 4 | 3 | 3 | | | 2 | 0,65 |
| **HYDRACARINA** | | | | | | | | |
| *Eylais meridionalis* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Feltria minuta* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Hygrobates fluviatilis* | o-β | | 4 | 6 | + | | 3 | 1,6 |
| *Hygrobates foreli* | x | 10 | | | | | 5 | 0,0 |
| *Lebertia rivalis* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Sperchon brevirostris* | x-o | 6 | 4 | | | | 3 | 0,4 |
| **INSECTA** | | | | | | | | |
| **Collembola** | | | | | | | | |
| *Podura aquatica* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Sminthurides aquaticus* | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| **Ephemeroptera** | | | | | | | | |
| *Baetis pumilus* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Baetis rhodani* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,1 |
| *Baetis* sp. | o | 3 | 3 | 3 | 1 | | 1 | 1,15 |
| *Baetis vernus* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Caenis horaria* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Caenis macrura* | x-o | 4 | 4 | 2 | | | 2 | 0,85 |
| *Chitonophora krieghoffi* | x-o | 6 | 4 | + | | | 3 | 0,4 |
| *Cloëon dipterum* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Ecdyonurus insignis* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Ecdyonurus* sp. | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Epeorus assimilis* | x-o | 5 | 4 | 1 | | | 2 | 0,55 |
| *Ephemera danica* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Ephemera* sp. | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Ephemera vulgata* | o-β | + | 6 | 4 | | | 3 | 1,1 |
| *Ephemerella ignita* | o-α | 1 | 3 | 3 | 3 | | 1 | 1,95 |
| *Ephemerella krieghoffi* | x-o | 6 | 4 | | | | 3 | 0,4 |
| *Ephemerella major* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Habrophlebia* sp. | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Heptagenia* sp. | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Heptagenia sulphurea* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Leptophlebia* sp. | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Oligoneuriella rhenana* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Palingenia longicauda* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |

BCU CLUJ / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Paraleptophlebia submarginata* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Polymitarcis virgo* | β | | + | 7 | 3 | | 4 | 2,3 |
| *Potamanthus luteus* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Rhithrogena semicolorata* | x | 10 | | | | | 5 | 0,1 |
| *Siphlonurus sp.* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| **Plecoptera** | | | | | | | | |
| *Capnia bifrons* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Chloroperla torrentium* | x-o | 4 | 6 | + | | | 3 | 0,6 |
| *Isogenus nubecula* | o-β | | 4 | 6 | + | | 3 | 1,6 |
| *Leuctra geniculata* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Leuctra hippopus* | x | 7 | 3 | | | | 4 | 0,3 |
| *Leuctra nigra* | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Nemura marginata* | o | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 1,15 |
| *Perla bipunctata* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Perla burmeisteriana* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Perla marginata* | x-o | 4 | 5 | 1 | | | 2 | 0,65 |
| *Perla maxima* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Perla sp.* | x-β | 3 | 3 | 3 | 1 | | 1 | 1,15 |
| *Perlodes microcephala* | o | 3 | 7 | | | | 4 | 0,7 |
| *Protonemura meyeri* | x | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| *Taeniopteryx nebulosa* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Odonata** | | | | | | | | |
| *Aeschna sp.* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Enallagma cyathigerum* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Gomphus sp.* | β-α | | | 5 | 5 | | 3 | 2,5 |
| **Trichoptera** | | | | | | | | |
| *Agapetus sp.* | x-o | 5 | 5 | | | | 3 | 0,5 |
| *Anabolia nervosa* | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,05 |
| *Brachycentrus montanus* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Chaetopteryx sp.* | o | 2 | 6 | 2 | | | 3 | 1,0 |
| *Glyphotaelius sp.* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Goera pilosa* | o-β | | 5 | 5 | + | | 3 | 1,5 |
| *Goera sp.* | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Grammotaulius sp.* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Halesus sp.* | o | 2 | 6 | 2 | | | 3 | 1,05 |
| *Hydropsiche sp.* | β | 1 | 2 | 4 | 3 | | 1 | 1,95 |
| *Hydroptila sp.* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Leptocerus sp.* | β | | 3 | 7 | + | | 4 | 1,7 |
| *Limnophilus decipiens* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Limnophilus flavicornis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Limnophilus rhombicus* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Limnophilus sp.* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Limnophilus stigma* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Molanna angustata* | o | | 10 | | | | 5 | 1,0 |
| *Mystacides sp.* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |

BCU VICENTINA UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Neuronia* sp. | β | | 2 | 8 | | | 4 | 1,8 |
| *Notidobia ciliaris* | o-β | 2 | 4 | 4 | | | 2 | 1,15 |
| *Odontocerum albicorne* | x | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| *Phryganea* sp. | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| *Polycentropus* sp. | β | 1 | 3 | 4 | 2 | | 1 | 1,65 |
| *Rhyacophila dorsalis* | o | 3 | 6 | 1 | | | 3 | 0,75 |
| *Rhyacophila* sp. | o-β | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 0,85 |
| *Sericostoma personatum* | o | 3 | 6 | 1 | | | 3 | 0,75 |
| *Silo nigricornis* | x | 8 | 2 | | | | 4 | 0,2 |
| *Silo pallipes* | o | 1 | 6 | 3 | | | 3 | 1,25 |
| *Stenophylax* sp. | o-β | 2 | 4 | 4 | | | 2 | 1,25 |
| *Stenophylax stellatus* | o | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 1,15 |
| *Triaenodes* sp. | o-β | | 6 | 4 | | | 3 | 1,4 |
| **Heteroptera** | | | | | | | | |
| *Aphelochirus estivalis* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Corixa* sp. | o-β | | 4 | 4 | 2 | + | 2 | 1,85 |
| *Gerris* sp. | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Hydrometra stagnorum* | o-β | 1 | 4 | 4 | 1 | | 1 | 1,55 |
| *Ilyocoris cimicoides* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Nepa cinerea* | o-β | | 4 | 5 | 1 | | 2 | 1,65 |
| *Notonecta* sp. | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Ranatra linearis* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| **Coleoptera** | | | | | | | | |
| *Acilius* sp. | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Donacia* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Dytiscus* sp. | o-β | 2 | 5 | 3 | | | 2 | 2,15 |
| *Gyrinus* sp. | o-α | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Haliplus* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Hydrophilus* sp. | o-β | | 4 | 4 | 2 | | 2 | 1,75 |
| *Hydroporus* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Hydrous* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Hygrotus* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Hyphydrus* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Platambus* sp. | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| **Megaloptera** | | | | | | | | |
| *Sialis lutaria* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| **Lepidoptera** | | | | | | | | |
| *Acentropus niveus* | o | | 8 | 2 | | | 4 | 1,2 |
| *Cataclysta lemnata* | β | | 1 | 7 | 2 | | 3 | 2,15 |
| **Diptera** | | | | | | | | |
| *Atherix ibis* | o | 2 | 5 | 3 | + | | 2 | 1,15 |
| *Chaoborus* sp. | o-p | | 2 | 4 | 2 | 2 | 1 | 2,25 |
| *Chironomus plumosus* | p | | | + | 2 | 8 | 4 | 3,8 |
| *Chironomus thummi* | p | | + | 1 | 2 | 7 | 3 | 3,65 |
| *Culex* sp. | β-α | | 1 | 4 | 4 | 1 | 1 | 1,55 |

BCU "VASILE CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 16.** (continuare).

| Taxon | s | x | o | β | α | p | g | S |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Eristalomyia tenax* | p | | | | + | 10 | 5 | 4,0 |
| *Liponeura* sp. | x | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| *Prodiamesa praecox* | β-α | | 2 | 4 | 4 | | 2 | 2,25 |
| *Psychoda* sp. | p | | | | 2 | 8 | 4 | 3,8 |
| *Simulium* sp. | x-o | 3 | 3 | 2 | 2 | | 1 | 1,15 |
| *Tabanus* sp. | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Tipula* sp. | o-p | | 1 | 2 | 5 | 2 | 1 | 2,85 |
| **PISCES** | | | | | | | | |
| *Abramis brama* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Acerina cernua* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Alburnoides bipunctatus* | o | 1 | 5 | 4 | | | 2 | 1,35 |
| *Ameiurus nebulosus* | β | | 3 | 5 | 2 | | 2 | 1,85 |
| *Anguilla anguilla* | β-α | | 1 | 5 | 4 | | 2 | 2,35 |
| *Barbus barbus* | β | | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Carassius carassius* | β-α | | | 5 | 5 | + | 3 | 2,5 |
| *Chondrostoma nasus* | o-β | | 4 | 6 | | | 3 | 1,6 |
| *Cottus gobio* | x-o | 5 | 4 | 1 | | | 2 | 0,55 |
| *Cottus poecilopus* | x | 9 | 1 | | | | 5 | 0,1 |
| *Cyprinus carpio* | β | | 1 | 6 | 3 | | 3 | 2,25 |
| *Esox lucius* | o-β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Gasterosteus aculeatus* | o | | 7 | 3 | | | 4 | 1,3 |
| *Gobio gobio* | β-α | | 2 | 4 | 4 | + | 2 | 2,25 |
| *Leuciscus cephalus* | β | | 3 | 4 | 3 | + | 2 | 2,0 |
| *Noemachilus barbatulus* | β | + | 3 | 4 | 3 | | 2 | 2,0 |
| *Perca fluviatilis* | β | | 3 | 6 | 1 | | 3 | 1,75 |
| *Phoxinus phoxinus* | o | 2 | 6 | 2 | | | 3 | 1,0 |
| *Rhodeus sericeus amarus* | β-α | | | 6 | 4 | | 3 | 2,4 |
| *Rutilus rutilus* | β | | 2 | 6 | 2 | | 3 | 2,0 |
| *Salmo trutta fario* | x-o | 6 | 4 | + | | | 3 | 0,4 |
| *Silurus glanis* | β | | 2 | 5 | 3 | | 2 | 2,15 |
| *Stizostedion lucioperca* | o-β | | 5 | 5 | | | 3 | 1,5 |
| *Thymallus thymallus* | o | 1 | 7 | 2 | | | 3 | 1,15 |
| *Tinca tinca* | β-α | | + | 5 | 5 | + | 3 | 2,5 |

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

**Anexa 17.** Buletin de analiză a microfaunei din instalațiile de epurare a apei (după Madoni, 2005).

Stația de epurare a apei uzate: ..... Data: .....

Date de referință: .....

| Specia | 25 µl | 25 µl | Total | ind./ml | % |
|---|---|---|---|---|---|
| | 1 | 2 | 1+2 | [(1+2)/2]×40 | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| | | | | | |
| Total microfaună | | | | | 100 |

Grupe funcționale

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| Natante | | | | | |
| Mobile | | | | | |
| Sesile | | | | | |
| Amibe tecate | | | | | |

Grup-cheie dominant: .....
Densitatea microfaunei: ..... ind./l
Nr. total unități taxonomice: .....
Flagelate mici: ..... (de-a lungul diagonalei camerei Fuchs-Rosenthal)
Diagnoză: ..... SBI: ..... Clasa de calitate: .....
Observații: .....

BCU "M. EMINESCU" IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

B C.U "M. EMINESCU" IASI

1800

68/1/08

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

ISBN 973-702-540-7

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY